PHYTOPATHOLOGISCH LABORATORIUM

„WILLIE COMMELIN SCHOLTEN"

BAARN

MEDEDELING No. 17

DIE ARTEN DER GATTUNG COLLETOTRICHUM CDA.

With a summary:

The species concept of the genus Colletotrichum Cda.

DOOR

J. A. VON ARX

OVERDRUK UIT: PHYTOPATHOLOGISCHE ZEITSCHRIFT 29 (4): 413-468, 1957

COMMONWEALTH MYCOLOGICAL INSTITUTE
14 NOV 1957

Aus dem phytopathologischen Laboratorium „Willie Commelin Scholten", Baarn.

Die Arten der Gattung *Colletotrichum* Cda.*)

Von

J. A. von Arx

Mit 10 Abbildungen

Inhalt: I. Einleitung und Problemstellung. — II. Nomenklatur der zu besprechenden Pilzgattungen. 1. *Colletotrichum* und *Vermicularia*. 2. *Gloeosporium*. 3. *Glomerella*. — III. Umgrenzung und Morphologie der Gattung. — IV. Schlüssel zur Bestimmung der Arten. — V. Die Arten der Gattung. 1. *Glomerella cingulata* und ihre Formen. a) Synonyme; b) Morphologie und Entwicklung; c) Variabilität und ihre genetischen Grundlagen; d) Krankheitsbilder; e) Wirtswahl und Spezialisierung (Infektionsversuche); f) Abweichende Formen. 2. *Colletotrichum crassipes*. 3. *Colletotrichum lini*. 4. *Colletotrichum destructivum*. 5. *Colletotrichum fuscum*. 6. *Colletotrichum fusarioides*. 7. *Colletotrichum phyllachoroides*. 8. *Colletotrichum paludosum*. 9. *Colletotrichum atramentarium*. 10. *Glomerella tucumanensis (Colletotrichum graminicola)*. 11. *Colletotrichum dematium* und ihre Formen. — Summary. — Literaturverzeichnis.

I. Einleitung und Problemstellung

Besonders bei den auf Pflanzen parasitisch lebenden Pilzen wurde früher allgemein eine mehr oder weniger scharfe Spezialisierung angenommen. In der Folge wurde jeder auf einer bestimmten Wirtspflanze gefundene Pilz als eigene Art betrachtet und als solche gewöhnlich nach der Nährpflanze benannt. Von vielen Pilzen ist inzwischen erkannt worden, daß sie nicht spezialisiert, sondern vielmehr polyphag sind und teilweise leicht von einer Nährpflanzenart auf eine andere übergehen können. Dies wurde öfters durch kreuzweise Infektionsversuche exakt bewiesen.

Als Beispiel für die biotrophen Parasiten sei der Mehltau *Erysiphe polyphaga* Hammarl. genannt. Für diese Art gab Hammarlund (1945) als Wirtspflanzen 88 Arten aus 36 Gattungen und 23 Familien an. Dieses Wirtsspektrum wurde nach weiteren erfolgreichen Infektionsversuchen durch Blumer (1952) noch um mehrere Arten erweitert.

Ferner hat man begonnen, die Pilzarten nicht mehr nach ihren Wirtspflanzen und nach substratbedingten Wachstumseigenschaften, sondern nach ihren morphologischen Merkmalen zu charakterisieren. Hierbei erwies sich vor allem bei nekrotrophen Parasiten die Reinkultur als ein unentbehrliches Hilfsmittel. So hat Wollenweber die Arten der Gattung *Fusarium* nach ihrer Morphologie in Reinkultur, nicht aber nach ihrer biologischen Speziali-

*) Veröffentlicht in Phytopath. Z. 29, 413—468, 1957, Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg.

sierung beurteilt. Er unterschied noch 65 Grundarten und 55 Varietäten; den Rest der ungefähr 550 in der Literatur beschriebenen Arten brachte er in die Synonymie oder schied sie aus. Nach den neuesten, vergleichenden Untersuchungen von Snyder und Hansen (1940, 1941, 1945) sind zahlreiche der von Wollenweber (z. B. Wollenweber und Reinking, 1935) anerkannten Arten nur etwas abweichende Formen weniger, teilweise variabler Arten, und nach den Angaben dieser Autoren lassen sich innerhalb der Gattung *Fusarium* nur wenige Arten unterscheiden. Diese morphologischen Arten werden dann in (Substrat-)Formen und (bei abweichenden Krankheitssymptomen) in Rassen gegliedert.

Viele polyphage Pilze kennen wir vor allem bei den Pyrenomyceten. Arten wie *Pleospora herbarum* (Pers.) Rbh., *P. brachyspora* (Nssl.) Petr. (Müller, 1951), *Leptosphaeria modesta* (Desm.) Auersw., *L. doliolum* (Pers.) Ces. et de Not. (Müller, 1950), *Diaporthe arctii* (Lasch) Nit., D. eres Nit. (beide im Sinne von Wehmeyer, 1933) oder *Mycosphaerella Tassiana* (de Not.) Joh. (mit der Konidienform *Cladosporium herbarum*, vgl. von Arx, 1949, 1950) haben einen sehr großen Wirtekreis, entwickeln sich aber als Saprophyten auf absterbenden Pflanzenteilen und treten nur vereinzelt als Parasiten auf.

Die Konidienformen der Vertreter der Pyrenomycetengattung *Glomerella* Spauld. et v. Schrenk werden allgemein zu *Colletotrichum* Cda. oder zu *Gloeosporium* Desm. et. Mont. gestellt. Die zahlreichen Arten dieser Gattungen leben zu einem großen Teil als Parasiten auf Phanerogamen und verursachen Blattflecke, Anthraknosen, Fruchtfäulen, Gefäßkrankheiten oder Zweigdürren. In vielen Fällen sind auf ein und derselben Wirtsflanzengattung oder -art mehrere Arten dieser Pilze beschrieben worden, die sich nach den Diagnosen kaum unterscheiden lassen. Die eine Art soll spezifisch der Erreger einer Fruchtfäule sein, die andere soll Blattflecke oder Anthraknosen verursachen. Oft ist auf ein und derselben Nährpflanze eine *Colletotrichum*- und eine *Gloeosporium*-Art bekannt geworden. Der einzige Unterschied zwischen diesen Gattungen besteht in der Anwesenheit von Setae bei *Colletotrichum*, während die sonst gleich gebauten Acervuli (Konidienlager) bei *Gloeosporium* kahl sind.

Durch vergleichende Untersuchungen sowie durch Kultur- und Infektionsversuche war zu beweisen, daß sich die beiden Gattungen auf Grund dieses Merkmals nicht trennen ließen. Die Arten waren nach morphologischen Merkmalen zu umgrenzen; dann war zu klären, wie stark diese als Parasiten auf bestimmte Nährpflanzen spezialisiert sind. Während die Konidienform auch noch in der neuesten Literatur bei fast jedem Nährsubstrat einen eigenen Namen trägt, brauchen die Autoren für die Hauptfruchtform hauptsächlich den Namen *Glomerella cingulata*, seltener wird sie zu einer anderen *Glomerella*-Art gerechnet oder in andere Gattungen, z. B. *Physalospora*, gestellt.

Nach dem Vergleich von zahlreichen Arten kommt man zum Ergebnis, daß viele Konidienpilze, die bisher in den Gattungen *Colletotrichum*, *Ver-*

micularia und *Gloeosporium* untergebracht waren, in ein und dieselbe Gattung gehören und nur Substratformen weniger Arten darstellen. Anderseits erwies sich vor allem die Gattung *Gloeosporium* (vgl. von Arx, 1957) in systematischer Hinsicht als sehr heterogen. Ihre zahlreichen Vertreter gehören in die verschiedensten Gattungen, viele von ihnen zu *Colletotrichum*.

Vorerst sollen die nomenklatorischen Probleme der zu behandelnden Pilze besprochen werden. Dann soll die Gattung *Colletotrichum* charakterisiert und umgrenzt werden. Ein Schlüssel soll die Einteilung der Arten erleichtern. Endlich sollen die noch zu unterscheidenden *Colletotrichum*-Arten einzeln besprochen werden. Besonders eingehend behandelt wird die Konidienform von *Glomerella cingulata*, die als polyphage und veränderliche Art bisher unter mehreren hundert Namen bekannt war.

Bei meinen Untersuchungen war ich weitgehend auf die wohlwollende Hilfe anderer angewiesen. Das Centraalbureau voor Schimmelcultures in Baarn stellte mir in dankenswerter Weise alle gewünschten Kulturen zur Verfügung. Weitere Isolierungen von Pilzen erhielt ich von den Herren Prof. H. Richter (Berlin), Prof. A. J. P. Oort (Wageningen) und Ir. W. P. de Leeuw (Wageningen).

Den Damen Frl. G. M. F. Cramer und J. M. Maasland und den Herren J. P. Schulz und H. M. Dekhuysen, die für ihr Doktoral-Examen in unserem Laboratorium arbeiteten, danke ich für die Herstellung und Untersuchung zahlreicher Reinkulturen und für die Ausführung vieler Infektionsversuche.

II. Nomenklatur der zu besprechenden Pilzgattungen

1. *Colletotrichum* und *Vermicularia*

Die Gattung *Colletotrichum* wurde von Corda (1837) mit der Typusart *C. lineola* beschrieben. Es handelte sich hier um einen auf toten Umbelliferen-Stengeln wachsenden Pilz, der dunkle, eingewachsen-hervorbrechende, ziemlich flache, mit dunklen Borsten besetzte Konidienlager und einzellige, spindelförmige, meist sichelförmig gebogene Konidien besaß. Die Gattung wurde von Saccardo (1884) zu den Melanconiales gestellt. Sie soll sich durch flache, dem Substrat eingesenkte, dunkle, mit Borsten besetzte Acervuli, sowie durch einzellige, farblose Konidien auszeichnen. Zu ihr wurden zahlreiche Arten gestellt. Von *C. lineola* glaubte Saccardo, daß es sich um ein junges Stadium einer *Vermicularia* handelt.

Vermicularia wurde ursprünglich von Tode (1790) für drei Pilze aufgestellt, von denen sich nur die dritte Art durch Setae auszeichnete. Fries (1825) hielt die von Tode beschriebenen Arten für zweifelhafte Gebilde; er führte an erster Stelle *Sphaeria comata*, ferner *S. capillata*, *S. dematium* und *S. vermicularia* an. Die an erster Stelle stehende ist nach unseren heutigen Begriffen ein Ascomycet *(Chaetomium comatum Fr.)*. Fries (1849) übernahm die Gattung als *Vermicularia* Fr. nec Tode und stellte 12 Arten dazu. Sie soll geschlossene, niedergedrückte, mündungslose, mit Borsten besetzte

Fruchtkörper besitzen. In diesem Sinne stellte Fuckel (1869) die Gattung zu der von ihm begründeten Gruppe der „Fungi imperfecti". Saccardo (1884), Allescher (1903) und Diedicke (1915) stellten sie zu den Sphaeropsidales.

Archer (1926) erkannte, daß sich *Colletotrichum* und *Vermicularia* nicht trennen lassen. Duke (1928) hat dann die beiden Gattungen vereinigt. Aus praktischen Gründen gab sie dem Namen *Colletotrichum* den Vorzug, obwohl *Vermicularia* als ältester Name die Priorität hätte.

Wollenweber und Hochapfel (1949) hielten die Gattungen *Colletotrichum* und *Vermicularia* nebeneinander aufrecht. Sie stellten die Arten mit sichelförmig gebogenen Konidien zu *Vermicularia* und diejenigen mit geraden, beidends abgerundeten Konidien zu *Colletotrichum*. Dieses Vorgehen war aber willkürlich, denn die Typusarten beider Gattungen haben sichelförmige Konidien.

Das Vorgehen von Duke (1928) war in jeder Hinsicht richtig. Die Gattung *Vermicularia* im Sinne von Fries (1825) ist heterogen; die an erster Stelle genannte Art ist ein Ascomycet. *Vermicularia* Tode ex Fries muß daher entweder als Gattung gestrichen oder als Synonym zu *Chaetomium* gestellt werden. Für die hier zu besprechenden Pilze muß die Gattung *Colletotrichum* Cda. mit der Typusart *C. lineola* Cda = *C. dematium* (Fr.) Grove aufrechterhalten bleiben.

2. *Gloeosporium*

Die Gattung *Gloeosporium* wurde von Desmazières und Montagne (1849) mit der Typusart *G. castagnei* beschrieben. Dieser Pilz hat nun, wie von Höhnel (1910, 1916) hervorhob, zweizellige Konidien und wurde bereits von Saccardo (1884) als *Marssonia castagnei* (Desm. et Mont.) Sacc. in die Gattung *Marssonia* Fisch. (1874) non Karsten (1861) = *Marssonina* Magn. (1906) gestellt. *Marssonina* Magn. (1906) ist daher mit *Gloeosporium* Desm. et Mont. (non Sacc.) identisch.

Dagegen beurteilte Saccardo (1884) die Gattung *Gloeosporium* nicht nach ihrer Typusart, sondern gebrauchte sie für melanconiale, auf Blättern wachsende Pilze mit einzelligen, farblosen Konidien und mit kahlen Acervuli. In diesem Sinne wird sie in der Literatur allgemein angenommen und umfaßt mehrere hundert Arten.

Inzwischen wurde erkannt, daß zahlreiche *Gloeosporium*-Arten in ihrem morphologischen Bau mit Vertretern der Gattung *Colletotrichum* übereinstimmen, nur fehlen bei ihnen Setae. Allescher (1903) machte bereits auf Zwischenformen aufmerksam; er beschrieb einige Pilze als *Gloeosporium*, bei denen er gelegentlich einige Borsten beobachten konnte. Zweifel an der Haltbarkeit der beiden Gattungen äußerte Stoneman (1898), die in Reinkulturen vermutlicher *Gloeosporium*-Arten Acervuli mit Setae fand. Auch Southworth (1891) beobachtete bei einem Stamm von *Gloeosporium fructigenum*, der auf *Vitis* eine Fruchtfäule verursachte, charakteristische Borstenhaare. Shear und Wood (1913) erklärten mehrere als *Colletotrichum* und *Gloeosporium* beschriebene Pilze als Formen ein und derselben Art. Krüger (1913) erkannte die Unhaltbarkeit von *Gloeosporium* und *Colletotrichum*

als zwei verschiedene Gattungen. Er stellte *Colletotrichum* als Subgenus zu *Gloeosporium*. HEMMI (1920, 1921) vereinigte die Gattungen vollends; zahlreiche von verschiedenen Wirtspflanzen stammende Formen mit und ohne Setae beschrieb er als *Gloeosporium*.

Andere Autoren wiederum gaben dem Namen *Colletotrichum* den Vorzug. PETRAK (1929) z. B. stellte einige wegen ihrer borstenlosen Konidienlager als *Gloeosporium* beschriebenen Arten zu *Colletotrichum*.

Dem Namen *Colletotrichum* kommt schon aus Prioritätsgründen gegenüber *Gloeosporium* der Vorrang zu. Dann ist *Gloeosporium* im Sinne der Typusart mit *Marssonina* identisch. Im Sinne von SACCARDO aber ist die Gattung sehr heterogen. Dies erkannte bereits VON HÖHNEL (1916), der viele Arten zu anderen Gattungen stellte. Revidiert wurde die Gattung durch VON ARX (1957); soweit möglich wurden alle Arten neu eingereiht, viele davon gehören zu *Colletotrichum*.

3. *Glomerella*

STONEMAN (1898) fand von mehreren Anthraknosen verursachenden „*Gloeosporium*"-Arten die Ascusform und stellte diese in eine neue Gattung, die sie *Gnomoniopsis* nannte. Da dieser Name aber bereits von BERLESE (1892) an einen anderen Pilz vergeben worden war, änderten ihn VON SCHRENK und SPAULDING (1903) in *Glomerella* um. STONEMAN hatte insgesamt vier Arten als *Gnomoniopsis* beschrieben; an erster Stelle *G. cingulata*, die Typusart der Gattung ist und *Glomerella cingulata* (Stonem.) Sp. et v. Schr. zu heißen hat.

Später wurden noch mehrere *Glomerella*-Arten bekannt und die Vertreter dieser Gattung gelten als die Ascusformen zahlreicher *Colletotrichum*- (und *Gloeosporium*-)Arten. Auch mehrere Vertreter der Gattungen *Physalospora* Nssl., *Phomatospora* Sacc. und *Guignardia* Viala et Rav. besitzen *Colletotrichum*-Konidienformen und wurden durch VON ARX und MÜLLER (1954) in die Gattung *Glomerella* meistens als Synonyme zu *G. cingulata* gestellt.

III. Umgrenzung und Morphologie der Gattung

Auch die Gattungen der „Fungi imperfecti" müssen so charakterisiert werden, daß sie natürliche Einheiten umfassen. Die zu ihnen zu stellenden Arten sollten zum Beispiel Konidienformen von nahe verwandten Ascomyceten sein. So läßt sich die Gattung *Colletotrichum* nicht mehr durch die mit Setae besetzten Acervuli charakterisieren, denn dann müßten die sonst gleich gebauten, aber kahlen Formen ausgeschieden und zu *Gloeosporium* neben Arten gestellt werden, mit denen sie nicht näher verwandt sind. Charakteristisch für alle untersuchten *Colletotrichum*- und für die gleich gebauten „*Gloeosporium*"-Arten ist nun, daß die einzelligen, farblosen Konidien bei der Keimung Appressorien (Haftscheiben) bilden. Ferner entstehen die Konidien in flachen, nach

oben offenen, sonst dem Substrat eingesenkten Lagern (Acervuli) akrogen an kräftigen Trägern.

Bei dieser Umgrenzung ergeben sich für die Gattung folgende Synonyme:

Colletotrichum Cda. in Sturm—Deutschl. Crypt. Fl. 3, 3, 41 (1831)

Syn.: *Colletostroma* Petr. — Sydowia 7, 346 (1953)
Colletotrichopsis Bub. — Österr. bot. Ztschr. 54, 184 (1904)
Ellisiella Sacc. — Michelia 2, 147 (1880)
Fellneria Fuck. — Fungi rhenani no. 1923.
Gloeosporopsis Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires 20, 404 (1911)
Steirochaete A. Braun et Casp. — Krankh. Pfl. p. 28 (1890)
Vermicularia Fr. — Summa Veg. scand. p. 419 (1849) (non 1825)
Gloeosporium auct. p. p. (non Desm. et Mont.)

Für die Gattung ergibt sich folgende Charakteristik:

Die Acervuli werden in oder seltener unter der Epidermis des Wirtsgewebes angelegt. Das in den Epidermiszellen oder tiefer intrazellulär wachsende, kräftige, septierte Myzel verdichtet sich an bestimmten Stellen und die Hyphen orientieren sich mehr oder weniger in senkrechter Richtung zur Substratoberfläche. Sie üben auf die deckenden Schichten (meist Epidermis-Außenwand und Kutikula) einen Druck aus, so daß diese lappig oder spaltig aufreißen. Seltener wird die Epidermis-Außenwand durchwachsen.

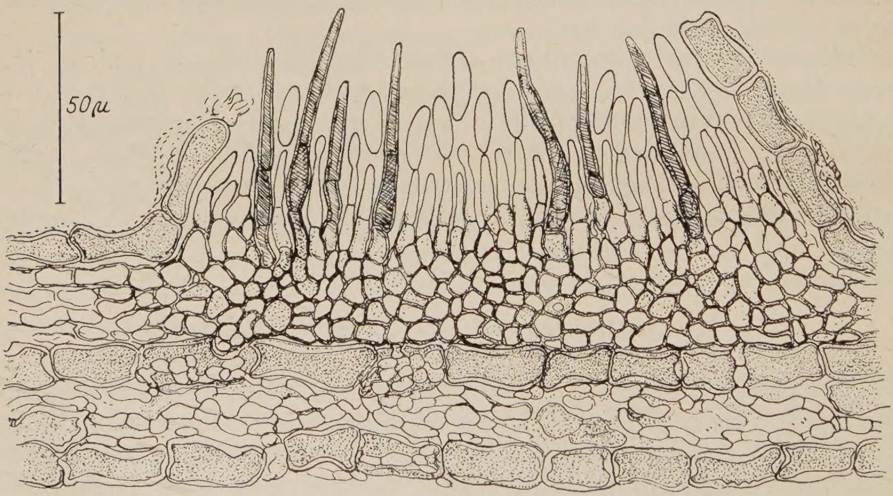

Abb. 1. Schnitt durch einen auf einem Stengel von *Rubus idaeus* gewachsenen, mit Setae besetzten Acervulus von *Colletotrichum gloeosporioides*

Die Acervuli können innerhalb ein und derselben Art und oft auf derselben Wirtspflanze in Form und Größe stark variieren. Sie sind flach, krusten-, linsen- oder pustelförmig und erreichen einen Durchmesser von 40μ bis über 1 mm. Die Basalschicht ist oft stromatisch verdickt, oft flach

und dünn. Gewöhnlich ist sie dunkel und besteht aus braunwandigen, ziemlich derben rundlich-eckigen oder gestreckten, dann in senkrechter Richtung orientierten Zellen. Manchmal (z. B. wenn das Substrat eine dicke Kutikula besitzt) ist die Basalschicht fleischig und besteht aus hyalinen Zellen.

Oft sind die Acervuli mehr oder weniger zahlreich mit der Basalschicht entspringenden, braunen, nach oben spitzlich verjüngten Setae besetzt, in anderen Fällen finden sich diese nur spärlich oder fehlen völlig. Hier und da ist die Basalschicht am Rande verdickt und dunkler. Sie ist dann mit der Epidermis-Außenwand verwachsen. Eine Deckschicht fehlt gewöhnlich; wird sie ausgebildet, dann ist sie dünn, mit der Epidermis-Außenwand verwachsen und wird bei der Reife mit dieser aufgesprengt.

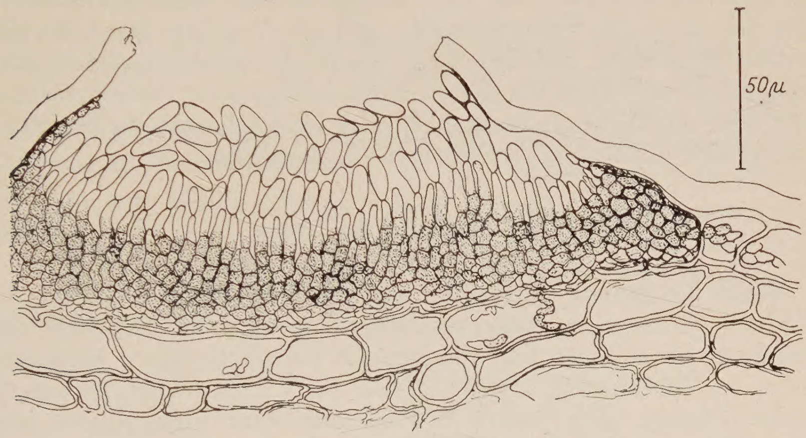

Abb. 2. Schnitt durch einen kahlen Acervulus von *Colletotrichum gloeosporioides* (entworfen nach dem Originalexemplar von *Gloeosporium oleandri*, auf dürren Blättern von *Nerium oleander* gewachsen)

Oben gehen die mehr oder weniger senkrecht orientierten Zellreihen der Basalschicht fast in ihrer ganzen Breite in die Konidienträger über. Diese sind so lang wie die Konidien oder länger, stäbchenförmig, nach oben oft etwas verjüngt, ziemlich kräftig, unseptiert oder vor allem unten durch 1—2 Septen unterteilt und hyalin oder besonders im unteren Drittel bräunlich. Unter sich variieren sie meist in der Länge und stehen nicht dicht parallel.

Die Konidien entstehen akrogen nacheinander und lösen sich leicht vom Träger. Sie sind mittelgroß bis groß (10—40 × 3—8 μ), ellipsoidisch, zylindrisch, spindelförmig und dann sichelförmig gebogen, einzellig, hyalin und enthalten ein granulöses Plasma. In der Mitte der Konidien läßt sich oft ein hellerer Fleck beobachten. Die besonders bei Feuchtigkeit sehr zahlreich gebildeten Konidien sammeln sich über den Acervuli in schleimigen, ziegel- oder orangeroten, bräunlichen, crèmefarbigen oder weißlichen Tröpfchen. In Reinkulturen werden die Konidien auch an kurzen Seitenästen des Myzels abgeschnürt.

Die Konidien werden durch Wasser, besonders durch Regenspritzer verbreitet oder gelegentlich durch Insekten verschleppt. In Wasser erfolgt dann die Keimung. Meistens erhalten die Konidien vorerst eine Querwand und treiben dann end- oder seitenständige Keimschläuche aus. Bald nach der Keimung erfolgt die Bildung der Appressorien (Haftscheiben). Diese können direkt an der Konidie oder häufiger an kurzen Seitenästen der Keimschläuche oder direkt an diesen entstehen. Von oben gesehen sind sie rundlich, etwas keulig oder lappig, von der Seite gesehen linsenförmig oder halbkugelig. Erst hyalin, erhalten sie bald eine braune Farbe (vgl. z. B. Hasselbring, 1906; Leach, 1923; Edgerton und Carvajal, 1944; Messiaen, 1955).

Haften die Appressorien auf einer Wirtspflanze, dann treiben sie nach unten einen Keimschlauch, der die Kutikula und Epidermis-Außenwand perforiert und so in die Epidermiszellen gelangt. Von hier aus kann der Pilz entweder die Pflanze besiedeln oder die Infektion bleibt stecken; das eingedrungene Myzel bleibt lokalisiert, stirbt infolge einer Abwehrreaktion des Wirtes oder aus Nahrungsmangel ab oder ist wenigstens vorläufig nicht in der Lage, sich weiter auszubreiten und zu sporulieren.

IV. Schlüssel der Arten

Wegen der großen Variabilität gewisser Vertreter der Gattung ist eine brauchbare Einteilung in Arten schwierig; vor allem da diese nicht nach der Wirtspflanze zu erfolgen hat, sondern auf morphologischen Merkmalen zu basieren ist. Mit diesem Schlüssel sollen die *Colletotrichum*-Arten auf der lebenden Pflanze, aber soweit möglich auch nach Reinkulturen bestimmt werden können. Leider konnten von mehreren Arten nur Herbarexemplare, aber keine Reinkulturen untersucht werden.

1. Konidien ellipsoidisch, keulig oder zylinderisch, beidends abgerundet 2
1. Konidien spindel- oder sichelförmig, gebogen, beidends spitzlich verjüngt 11
2. Sklerotien vorhanden (selten in Kultur fehlend), schwarz, kahl oder mit Setae besetzt; Acervuli dunkel; Konidien zylinderisch, im Mittel 20 × 4 μ groß . . . . *C. atramentarium* (S. 453)
2. Sklerotien fehlen oder sind untypisch und werden nur gelegentlich in Reinkultur gebildet, oft gleichzeitig mit Chlamydosporen . . 3
3. Interkalare Chlamydosporen in Kultur reichlich vorhanden, oft in sklerotialen Komplexen; Konidien im Mittel 16—18 × 3—4 μ groß (Parasiten auf *Digitalis*) . . . . *C. fuscum* (S. 451)
3. Interkalare Chlamydosporen fehlen oder treten nur gelegentlich auf 4
4. Konidien im Mittel 17—20 × 4 μ groß, zylinderisch, beidends oft etwas bogig gekrümmt und verjüngt 5
4. Konidien an den Enden breit abgerundet oder wenn verjüngt, dann ellipsoidisch oder keulig und breiter oder größer 6

5. Parasiten auf *Linum* . . . . *C. lini* (S. 450)
5. Parasiten auf *Leguminosen* . . . *C. destructivum* (S. 450)
6. Konidien im Mittel 21—29 μ lang 7
6. Konidien im Mittel 14—20 μ lang 10
7. Konidien im Mittel 21 × 5 μ groß; Acervuli flache Krusten bildend (Parasiten auf *Artemisia*, kleine Nekrosen verursachend) *C. phyllachoroides* (S. 453)
7. Konidien im Mittel 23—29 μ lang 8
8. Konidien 4,5—6 μ breit; Acervuli hell (Parasiten auf *Asclepias*-Arten, Blattnekrosen verursachend) . . *C. fusarioides* (S. 452)
8. Konodien im Mittel 6—8 μ breit 9
9. Acervuli groß, dunkel, Konidienmassen weißlich, Appressorien oft gelappt (Saprophyten oder Parasiten auf zahlreichen Pflanzen) *C. crassipes* (S. 448)
9. Acervuli klein (bis 250 μ groß), meist hell, mit dünner Basalschicht (Parasiten auf *Peltandra*-Arten) . . *C. paludosum* (S. 453)
10. Konidien im Mittel 12—19 × 4—6 μ groß, Konidienmassen rötlich . . . . *C. gloeosporioides* (S. 422) *(Glomerella cingulata)*

Auf bestimmte Nährpflanzen spezialisiert sind:

a) Auf *Phaseolus vulgaris* . *C. lindemuthianum* (S. 444)
b) Auf *Cucurbitaceae* . . *C. orbiculare* (S. 445)
c) Auf *Malvaceae* . . . . *C. malvarum* (S. 447)
d) Auf *Helichrysum* . . . *C. helichrysi* (S. 447)
e) Auf *Gnaphalium* . . . *C. gnaphalii* (S. 447)
f) Auf *Psoralea* . . . . *C. psoralea* (S. 447)
g) Auf Leguminosen (*Trifolium, Medicago, Serradella* usw.) . . . . . . *C. trifolii* (S. 448)
h) Auf *Musa* (und anderen tropischen Früchten) . . *C. musae* (S. 446)
i) Auf *Salix* . . . . . . *Glomerella miyabeana* (S. 448)

11. Konidien im Mittel 6 μ breit, meist 22—40 × 5—7 μ groß (auf Gramineae) . . . . *C. graminicola* (S. 455) *(Glomerella tucumanensis)*
11. Konidien im Mittel 4 μ breit, meist 20—30 × 3,5—4 μ groß (polyphag) . . . . *C. dematium* (S. 457)

Auf bestimmte Nährpflanzen spezialisiert sind:

a) Auf Leguminosen . . . *C. dematium f. truncata* (S. 459)
b) Auf *Spinacia* . . . . . *C. dematium f. spinaciae* (S. 460)
c) Auf *Allium* . . . . . *C. dematium f. circinans* (S. 461)

V. Die Arten der Gattung *Colletotrichum*

1. *Glomerella cingulata* und ihre Formen

Wegen ihrer Veränderlichkeit muß diese Art in einem sehr erweiterten Umfange angenommen werden. Die allein auf morphologischen Merkmalen zu basierende Artdiagnose und Umgrenzung ließe sich dann etwa mit der von *Fusarium oxysporum* Schlecht. im Sinne von Snyder und Hansen (1940) vergleichen. In ähnlicher Weise zerfällt auch *Glomerella cingulata* in zahlreiche durch physiologische, biologische oder genetisch-geschlechtliche Merkmale ausgezeichnete Rassen und Stämme. Von diesen sollen hier einige als Krankheitserreger an bestimmte Nährpflanzen angeglichene Formen getrennt gehalten werden. Diese unterscheiden sich von der Grundart oft auch durch bestimmte Wachstumseigenschaften.

Vorerst soll die Grundform besprochen werden, für welche die in der Literatur für die Konidienform gebrauchten Namen als Synonyme in alphabetischer Reihenfolge der Epitheta aufgezählt werden sollen. Diese Liste erhebt keinen Anspruch auf Vollständigkeit.

a) Synonyme

Der für die Konidienform vorgestellte Name *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. ist nicht der älteste. Ihm wurde aber der Vorzug gegeben, da er in der Literatur neben „*Gloeosporium fructigenum*" am meisten Verwendung fand und nicht an eine bestimmte Substratform erinnert.

C. = *Colletotrichum*, *G.* = *Gloeosporium;* (!) = Originalexemplar nachgeprüft, (!!) = Reinkultur nachgeprüft.

Glomeralla cingulata (Stonem.) Spauld. et v. Schrenk

Syn.: *Gnomoniopsis cingulata* Stonem. — Botan. Gaz. **26**, 101 (1898)
etc. vide von Arx und Müller (1954).

Konidienform:
Colletotrichum gloeosporioides Penz.

Synonyme:

A

C. acaciae Gutner — Acta Inst. Bot. Acad. Sci. URSS. **2**, 3, 717 (1936)
C. acaciae de Urries — Anal. Jard. Bot. Madrid **10**, 200 (1952)
G. acaciae McAlp. — Proc. Linn. Soc. New S. Wales p. 121 (1904)
C. acanthosyridis Speg. — An. Mus. Nac. Buenos Aires sér. 3, **13**, 405 (1911)
Macrophoma achyranthea Tassi — Rev. Mycol. 18, 164 (1896) (!)
C. achyrantheum (Tassi) Pet. et Syd. — Phaeosp. Sphaerops. p. 118 (1927)
Tubercularia acinorum Cavara — Atti Ist. Bot. Pavia 5, **1**, 322 (1888)
Phyllosticta adusta Ellis et Mart. — J. of Mycol. **2**, 130 (1886) (!)
C. adustum Ellis — J. of Mycol. **7**, 35 (1891) (teste Rolfs, 1904)
G. affine Tehon — Mycologia **25**, 254 (1933)
C. affine Sacc. — Michelia **1**, 129 (1878) (!)
G. agatinum Sacc. — Notae Mycol. **23**, 81 (1917) (!)
C. agatinum (Sacc.) Petr. — Ann. Mycol. **27**, 367 (1929)
C. agaves Cav. — Fungi Longob. exsicc. Pug. **2**, no. 100 (1892) (!)

G. aglaonemae Frag. et Gif. — Estacion Agron. de Moca, sér. B, Bot. **11**, 44 (1828) (!)
G. ailanthi Dearn. — Mycol. **9**, 355 (1917) (!)
G. albo-macula Speg. — Fungi Puiggar. no. 444 (1889)
G. albo-rubrum Petch — Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya **3**, 8 (1906) (teste CARPENTER et STEVENSON, 1954)
G. alchorneae Syd. — Ann. Myc. **11**, 405 (1913) (!)
C. aletridis P. Henn. — Hedwigia **43**, 146 (1904)
G. aletridis P. Henn. — Verh. bot. Ver. Prov. Brandenburg **40**, 172 (1898) (!)
G. aleuriticum Sacc. — Ann. Mycol. **12**, 311 (1914) (!)
C. alibertiae Novoselova — Acta Inst. Bot. Acad. Sci. URSS. **2**, 3, 719 (1936)
G. allescheri Bres. in All. et Schnabl — Fungi Bavar. no. 191 (1891) (!)
Fusarium allescherianum P. Henn. — Verh. bot. Prov. Brandenburg **40**, 175 (1898)
G. allescherianum (P. Lenn.) Wollenw. — Ann. Mycol. **15**, 30 (1917)
C. allii Averna Sacca — Bol. Agr. Sao Paulo p. 157 (1926)
C. alocasiae Allescher — in Rbh. Krypt.-Flora **7**, 555 (1903) (!)
C. aloes Bacc. in Pirotta — Ann. Bot. **14**, 139 (1917)
G. alphitoniae Cke. et Mass. — Grevillea **22**, 37 (1893) (!)
G. alstoniae Sacc. — Nuovo Giorn. bot. ital. **23**, 211 (1916) (!)
C. alstoniae (Sacc.) Petr. — Ann. Mycol. **27**, 366 (1927)
G. amaranti Ellis et Ev. — J. of Mycol. **8**, 65 (1902) (!)
Septogloeum amarylli Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., Plant crypt. fasc. **1**, 288 (1933)
Vermicularia ambigua Sacc. — Michelia **2**, 271 (1880)
G. amoenum Sacc. — Syll. fung. **10**, 447 (1892) (!)
C. ampelinum Cav. — Rev. Mycol. **9**, 173 (1889) (!)
G. amygdalinum Brizi — Ztschr. Pflanzenkr. **5**, 67 (1896)
G. anceps Penz. et Sacc. — Malpighia **15**, 238 (1902)
G. angophorae Tassi — Bull. Lab. Orto Bot. Siena **5**, 108 (1902)
C. anonicola Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires, sér. 3, **13**, 406 (1911)
G. anthocephali Lal et Tandon — Indian Phytopath. **3**, 144 (1951)
C. anthurii Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **13**, 110 (1897) (!)
G. anthurii Allescher — Hedwigia **34**, 218 (1895) (!)
C. anthurii (All.) Neerg. — Aarsberetn. Ohlsens Enkes plantepath. Lab. **8**, 8 (1943)
Macrophoma anthurii Trinchieri — Bull. Orto Bot. Napoli **3**, 5 (1911)
G. anthuriophilum Trinchieri — Rend. R. Ac. Sci. Fis. Mat. Napoli **3/4**, 93 (1909)
C. antirrhini Stewart — Science 12, 581 (1900)
G. apiosporum Speg. — Rev. Mus. La Plata **15**, 40 (1908)
G. aracearum P. Henn. — Hedwigia **41**, 308 (1902) (!)
G. araliae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. USSR., Plant crypt. **1**, 389 (1933)
C. arecae Syd. — Philipp. J. Sci., Bot. **9**, 188 (1914) (!)
C. artocarpi Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **21**, 198 (1905) (!)
G. artocarpi Delacr. — l. c.
C. atriplicinum Syd. — Ann. Mycol. **28**, 444 (1930)
Macrophoma aucubana Sacc. — Nuovo Giorn. bot. ital. **22**, 52 (1915) (!)
C. aucubanum (Sacc.) Pet. et Syd. — Phaeosp. Sphaerops. p. 495 (1927)
G. aucupariae P. Henn. — Ztschr. Pflanzenkr. **13**, 220 (1903) (!)
Hainesia aurantii P. Henn. — Hedwigia **41**, 104 (1902)
G. aurantiorum Westend. — Bull. Ac. Roy. Sc. Belgique **21**, 7 (1854) (!)
Sphaeropsis aurantiorum Rbh. ap. Marcucci — Unio It. Crypt. Exs. no. 23 (1866)
Phoma aurantiorum Sacc. — Syll. fung. **3**, 83 (1884)
C. azaleae Ellis et Ev. — Bull. Torr. bot. Club **22**, 437 (1895) (!)

B

G. barringtoniae Stev. et Young — Bernice P. Bishop Mus. Bull. **19**, 144 (1925)
C. bauhiniae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sc. URSS., Pl. crypt. **3**, 725 (1936)

Colletostroma Baumgartneri Petr. — Sydowia **7**, 347 (1953)
G. begoniae Magnaghi — Atti Ist. Bot. Pavia **8**, 11 (1902)
G. beyrodtii Klitzing — J. Soc. Hort. de France **9**, 315 (1908)
G. bidgoodii Cke. — Transact. Brit. Myc. Soc. **2**, 15 (1903/03)
G. bignoniacearum Speg. — Rev. Mus. La Plata **15**, 40 (1908)
C. bignoniae-ingeae Rangel — Bol. agr. Sao Paulo p. 319 (1915)
G. bischofiae Koorders — Botan. Unters. Java p. 215 (1907)
C. bletiae Halst. — New Jersey Agr. Coll. Exp. Sta. Rep. **6**, 416 (1894)
C. blightiae Frag. et Cif. — Estac. Agr. de Moca, ser. B, Bot. **11**, 43 (1928)
C. boehmeriae Sawada — J. Formosa Nat. Hist. Soc. p. 2 (1914)
G. bombacis Puttemans — Bull. soc. path. veg. France **7**, 74 (1920)
G. bomplandi Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires, sér. 3, **13**, 401 (1911)
G. bonati Maire — Ann. Mycol. **11**, 356 (1913)
C. bougainvilleae Novoselova — Acta Inst. Bot. Ac. Sc. URSS., **2**, 3, 725 (1936)
C. brachysporum Speg. — Bol. Ac. Nac. Cienc. Cordoba **23**, 225 (1919)
C. brachytrichum Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **21**, 192 (1905)
C. briosii Turconi — Atti R. Ist. bot. Pavia **11**, 318 (1905)
G. brosimi Bondarzeva — Acta Inst. Bot. Ac. Sc. URSS., **2**, 3, 729 (1936)
G. brunfelsiae Bondarzeva — l. c. p. 730
C. burserae Novoselova — l. c. p. 731

C

G. caballeroi de Urries — An. Jard. bot. Madrid **10**, 207 (1952)
G. cactorum Stonem. — Botan. Gaz. **26**, 82 (1898)
C. cajani Rangel — Bol. agr. Sao Paulo p. 154 (1915)
Fusoma calidariorum Sacc. — Ann. Mycol. **4**, 274 (1906) (!)
G. callae Oudem. — Nederl. Kruidk. Arch., 3. sér., **4**, 896 (1903) (!)
G. calochroum Syd. — Ann. Mycol. **21**, 344 (1923) (!)
G. calophylli Trel. — Nat. Ak. Sc. Mem. Rep. Eclipse Exp. Carol. Isl. p. 90 (1883)
G. calopogonii Cif. et Frag. — Estac. Agr. de Moca, sér. B, Bot., **11**, 44 (1928)
C. camelliae Massee — Bull. Misc. Inf. R. Gard. Kew p. 91 (1899) (teste Shear et Wood, 1913)
Fusarium camerunense P. Henn. — Engl. Bot. Jahrb. **22**, 81 (1895) (!)
G. camerunense (P. Henn.) Wollenw. — Ann. Mycol. **15**, 31 (1917)
G. camphorae Sacc. — Ann. Mycol. **12**, 284 (1914) (!)
C. canangae Koorders — Bot. Unters. Java p. 220 (1907)
G. canavaliae Syd. — Philipp. J. Sci. **8**, 282 (1913) (!)
C. canavaliae Frag. et Cif. — Publ. Estac. Agr. Haina, B, Bot., **4**, 7 (1926)
C. canavaliae Boedijn — Bull. Jard. Bot. Buitenzorg 3, **16**, 414 (1940)
G. canistri Novoselova — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., 2, **3**, 734 (1936)
Vermicularia capsici Syd. — Ann. Mycol. **11**, 329 (1913) (!)
G. capsici Unamuno — Bol. Espan. Hist. Not. **33**, 228 (1933)
C. caricae Stev. et Hall — Ztschr. Pflanzenkr. **19**, 68 (1909) (teste Edgerton, 1911)
Marsonia carthami Fukui — J. Sci. Agr. Soc. Japan **166**, 375 (1916)
G. carthami (Fukui) Hori et Hemmi — Ann. Phytopath. Soc. Japan **1**, 2 (1919)
C. carveri Ellis et Ev. — J. of Mycol. **8**, 65 (1902) (teste Hemmi, 1920)
G. catalpae Ellis et Ev. — J. of Mycol. **7**, 133 (1892) (!)
Vermicularia cataseti v. Höhn. — Denkschrift K. Ak. Wiss. Wien **83** (1907)
C. catechu Diedicke — Ann. Mycol. **14**, 219 (1916) (!)
G. catechu Syd. — l. c. **11**, 64 (1913) (!)
C. catenulatum Stev. — l. c. **28**, 370 (1930)
G. cattleyae Sacc. ap. Maubl. et Lasnier — Bull. Soc. Myc. France **20**, 171 (1904) (!)
Macrophoma cattleyicola P. Henn. — Hedwigia **44**, 173 (1905)
C. cavendishii Petr. — Ann. Mycol. **23**, 114 (1925)
C. cecropiae Viegas — Bragantia **6**, 1 (1946)

C. cephaelis Elisei — Atti Ist. Bot. Univ. Pavia, ser. 4, **10**, 294 (1938)
C. cerasi Lindau in Kabat et Lind. — Fungi imp. exsicc. no. 573 (1909) (!)
C. cerei Pass. — Rendic. Atti R. Ac. Lincei Roma **7**, 2 (1891)
C. cerei Earle — New York Bot. Gard. p. 339 (1902)
Vermicularia chaetoplexa da Camara — Agron. Lusit. **11**, 179 (1949)
C. chamaeropsis Ferrari et Gabotta — Bull. soc. bot. ital. p. 104 (1914)
C. chardonianum Nolla — J. Dept. Agr. Porto Rico **10**, 245 (1927)
C. chioneum Syd. — Ann. Mycol. **10**, 84 (1912) (!)
C. cinchonae Koorders — Bot. Unters. Java p. 220 (1907)
C. cinctum Berk. et Curt. — North Americ. Fungi no. 504 (1859) (!)
C. cinctum Stonem. — Botan. Gaz. **26**, 106 (1898)
C. cingulatum Atkinson — Cornell Univ. Exp. Sta. Bull. **49**, 306 (1892)
Myxosporium cingulatum (Atk.) Beck — Ztschr. f. Pflanzenkr. **36**, 65 (1926)
C. cinnamomi Tharp — Mycologia **9**, 116 (1917)
C. cinnamomi Died. — Krypt. Fl. Brandenburg **9**, 769 (1914) (!)
C. circinans Curzi — Atti Ist. Bot. Univ. Pavia, 3, **3**, 206 (1927)
C. cistinum Bausa Alcalde — An. Jard. Bot. Madrid **7**, 494 (1948)
C. citri Cke. et Mass. — Grevillea **19**, 92 (1890) (!)
C. citri Massee — Kew Bull. p. 4 (1910) (!)
C. citricola Speg. — Fungi Puigg. no. **443** (1889)
Volutella citrulli Stonem. — Botan. Gaz. **26**, 94 (1898)
Vermicularia clarkiae Fautrey — Rev. Mycol. p. 78 (1891) (!)
C. clausenae Patters. — Bull. Torr. Bot. Club **27**, 282 (1900)
C. clavijae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., 2, **3**, 717 (1936)
C. clematidis Sorauer — Ztschr. Pflanzenkr. **7**, 255 (1897) (vide Cobb, 1903)
C. clerodendi Died. — Ann. Mycol. **14**, 220 (1916) (!)
Chaetostroma cliviae Oudem. — Versl. en Meded. K. Ak. Wet. Amsterdam **5**, 226 (1896) (!)
C. cliviae (Oud.) Petr. — Sydowia **1**, 80 (1947)
C. cliviae Bondarzeva — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS. 2, **3**, 742 (1936)
C. clusiae Petr. — Sydowia **1**, 306 (1947)
C. cocae Speg. — An. Soc. cient. Argent. **90**, 31 (1920)
C. cocculi Sacc. — Nuovo G. bot. ital., n. s., **22**, 66 (1915) (!)
C. cocophilum Wakefield — Bull. Bot. Gard. Kew p. 105 (1913) (!)
C. coelogynes Syd. — Hedwigia **39**, (5) (1900) (!)
C. coffaeophilum Speg. — Bol. Ac. Nac. Cordoba **23**, 225 (1919)
C. coffeanum Noack — Ztschr. f. Pflanzenkr. **11**, 202 (1901) (teste Small, 1926)
C. coffeanum Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **13**, 110 (1897) (teste Shear et Wood, 1913)
Fusarium coffeicola P. Henn. — Engler Bot. Jahrb. **22**, 82 (1895) (!)
C. coffeicola (P. Henn.) Wollenw. — Ann. Mycol. **15**, 30 (1917)
C. coffeicola Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires sér. 3, **13**, 402 (1911)
C. coffeicola Tassi — Bull. Lab. Orto Bot. Siena **3**, 129 (1900)
C. coffeigenum Averna-Sacca — Comm. Estud. e Debell. Praga Caffeira n. 15 (1926)
C. commelinae Ellis et Ev. — Bull. Torr. bot. Club **22**, 437 (1895)
Volutella concentrica Halst. — New Jersey Agr. Coll. Exp. Sta. Rep. **6**, 416 (1894)
Vermicularia concentrica Lév. — Ann. Sc. Nat. sér. 3, **3**, 66 (1845)
C. concentricum Thüm. — Contr. Fungi Lit. no. 258 (non Berk.) (!)
C. concentricum Massee — Bull. Bot. Gard. Kew p. 198 (1913) (!)
C. consociatum Lindquist — Notas de Musea La Plata **13**, 40 (1948)
C. conspicuum Syd. — Ann. Mycol. **18**, 102 (1920) (!)
C. cordiae Allescher — Krypt. Fl. Deutschl. **7**, 559 (1902) (!)
C. cordylines Pollacci — Atti Ist. Bot. Pavia, sér. 2, **5**, 16 (1896)
C. cradwickii Bancroft — West Ind. Bull. **10**, no. 5 (1910)
C. crini Sacc. — Ann. Mycol. **6**, 556 (1908) (!)
C. crocatum Sacc. — Malpighia **5**, 274 (1891) (!)
C. crotalariae Massee — Bull. Bot. Gard. Kew p. 198 (1913) (!)

C. crotalariae Petch — Ann. R. Bot. Gard. Peradeniya **6**, 239 (1916) (!)
G. crotonis Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **13**, 111 (1897)
G. cryptocaryae Bondarzeva — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS. **2**, **3**, 747 (1936)
G. cryptum Petch — Ann. R. Bot. Gard. Peradeniya **7**, 315 (1922)
G. curculiginis Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., Pl. crypt. **1**, 295 (1933)
C. curvisetum F. L. Stevens — Transact. Illin. Ac. Sci. **10**, 199 (1917)
G. cyanophylli P. Henn. — Verh. bot. Ver. Brandenburg **40**, 171 (1898) (!)
C. cyclamenae Halst. — New Jersey Agr. Coll. Exp. Sta. Rep. **6**, 399 (1894)
G. cyclaminis Sibilia — Boll R. Staz. Pat. Veg. **6**, 241 (1926) (!!)
C. cyclanthi Novoselova — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS. 2, **3**, 749 (1936)
Vermicularia curcumae Syd. — Ann. Mycol. **11**, 329 (1913) (!)
G. cytharexyli Scalia — Mycetes siculi novi **2**, 10 (1903)
Fusarium cyclogenum Sacc. — Nuovo G. Bot. ital. **8**, 197 (1876) (!)

D

Discella darlingtoniae Thüm. — Contr. Fl. myc. Lusit. no. 318 (1878)
Discula darlingtoniae (Thüm.) Sacc. — Syll. fung. **3**, 676 (1884)
G. darlingtoniae Klebahn — Mycol. Centralbl. **3**, 104 (1913)
Phoma decosteae P. Henn. — Hedwigia **36**, 238 (1897) (!)
Macrophoma decosteae (P. Henn.) Sacc. et Syd. — Syll. fung. **14**, 890 (1899)
C. decosteae (P. Henn.) Pet. et Syd. — Ann. Mycol. **23**, 279 (1925)
G. dendrobii Maubl. — Bull. Soc. Myc. France **22**, 68 (1906)
G. densiusculum Bub. et Frag. — Hedwigia **57**, 12 (1915)
G. depressum Penz. — Michelia **2**, 447 (1880) (!)
C. derridis Tokunaga et Kumamoto — Ann. phytopath. Soc. Japan **13**, 8 (1949) (teste Carpenter et Stevenson, 1954)
C. derridis van Hoof — Bull. bot. Gard. Buitenzorg, sér. 3, **18**, 473 (1950)
C. dicheae P. Henn. — Hedwigia **44**, 175 (1905)
C. dichorisandrae Rangel — Bol. Agr. Sao Paulo p. 319 (?)
C. dictamni Hollos — Ann. Mus. Nat. Hungar. **6**, 536 (1908)
G. dieffenbachiae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., Pl. crypt. 2, **3**, 751 (1936)
C. dioscoreae Tehon — Mycologia **25**, 255 (1933)
C. dracaenae Allescher — Rbh. Krypt. Fl. Deutschl., Pilze **7**, 560 (1903) (!)
C. dracaenae Trinchieri — Rendic. R. Ac. Sc. Napoli, fasc. 8—12 (1909)
C. dracaenae Petch — Ann. Roy. Soc. Gard. Peradeniya **9**, 325 (1925)
Macrophoma dracaenae-fragrantis Mori — Bull. Soc. Bot. Ital. p. 131 (1893)
C. dracaenae-fragrantis (Mori) Pet. et Syd. — Ann. Mycol. **23**, 251 (1925)
C. dracaenicola Sacc. et Trott. — Syll. fung. **22**, 1205 (1913) (!)
Myxosporium dracaenicola Berk. et Br. — Ann. Nat. Hist. no. 1896 (1881)
G. dracaenicola (Berk. et Br.) All. — Rbh. Krypt. Fl. Deutschl., Pilze **7**, 471 (1903)
C. duronis Koorders — Botan. Unters. Java p. 218 (1907)
G. duthieanum Sacc. — Ann. Mycol. **11**, 564 (1913) (!)

E

G. echitidis P. Henn. — Hedwigia **39**, (5) (1900)
G. elasticae Cke. et Mass. — Grevillea **18**, 74 (1890) (!)
C. elasticae Tassi — Bull. Lab. Orto Bot. Siena **3**, 20 (1900)
Fusarium elasticae Sacc. — Syll. fung. **4**, 711 (1886) (!)
Fusisporium elasticum Thüm. — Bol. Soc. Adriat. Trieste **3**, 440 (1877)
G. epicarpi Thüm. — Oesterr. bot. Ztschr. **28**, no. 70 (1878) (!)
G. epidendri P. Henn. — Hedwigia **44**, 174 (1905)
C. epiphylli Tassi — Bull. Lab. Orto Bot. Siena **6**, 127 (1904)
G. eriobotryae Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires, sér. 3, **13**, 402 (1911) (teste Shear et Wood, 1913)

C. *erythrinae* Ellis et Ev. — Bull. Torr. bot. Club **22**, 437 (1895) (!)
C. *erythrinae* Koorders — Botan. Unters. Java p. 219 (1907)
C. *eucalypti* Bitancourt — Revista Agric. Piracicaba **2**, 32 (1927)
C. *eucalypti* McAlp. — Proc. Linn. Soc. New S. Wales **29**, 121 (1904)
C. *eucalyptorum* Turconi — Atti Ist. Bot. R. Univ. Pavia, sér. 3, **1**, 125 (1924) (!)
C. *euchroum* Syd. — Philipp. J. Sci. **8**, 282 (1913) (!)
C. *eugeniae* Allescher — Rbh. Krypt. Fl. Deutschl., Pilze **7**, 473 (1903) (!)
C. *euphorbiae* Halst. — New Jersey Agr. Coll. Exp. Sta. Rep. **6**, 379 (1893/94)
Macrophoma eusetes Sacc. et Scalia — Bol. Soc. Broter. **19**, 163 (1902)
C. *eusetes* (Sacc. et Sc.) Pet. et Syd. — Phaeosp. Sphaerops. p. 495 (1927)
Macrophoma eusticta Sacc. — Ann. Mycol. **3**, 167 (1905)
C. *eustictum* (Sacc.) Pet. et Syd. — Ann. Mycol. **22**, 346 (1924)
C. *evonymicola* Hemmi — Ann. Phytopath. Soc. Japan **1**, 9 (1918)
C. *evonymicola* da Camara et da Luz — Rev. Agron. Lisboa **24**, 34 (1936)
C. *exiguum* Penz. et Sacc. — Atti R. Ist. Ven. sci. lett. Venzia, sér. 6, **2**, 577 (1884)
C. *extorre* Sacc. — Nuova G. Bot. Ital., n. s., **22**, 67 (1915) (!)

F

C. *fagaricola* Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires sér. 3, **13**, 402 (1911)
Vermicularia fallax Sacc. — Ann. Mycol. **12**, 307 (1914)
C. *ficus* Koorders — Botan. Unters. Java p. 19 (1907) (teste Carpenter et Stevenson, 1954)
C. *flacourtiae* Rangel — Bol. Inst. Brasil. Sci. **2**, 333 (1927)
C. *foetidophilum* Stonem. — Botan. Gaz. **26**, 84 (1898)
C. *foliicola* Nishida (1914) ap. Lee — Philipp. J. Sci. **22**, 603 (1923)
C. *fragariae* Brooks — Phytopath. **21**, 739 (1931) (!!)
C. *fructigenum* Berk. — Gard. Chron. p. 247 (1856) (teste Shear et Wood, 1913)
C. *fructigenum* (Berk.) Vassiljevsky — Fungi imp. Paras. **2**, 296 (1950)
C. *fructus-caricae* P. Henn. — Hedwigia **48**, 16 (1908) (teste Hemmi, 1920)
C. *funtumiae* Petch — Ann. R. Bot. Gard. Peradeniya **6**, 239 (1916)
C. *fuscocoriaceum* Petr. — Ann. Mycol. **32**, 418 (1934)

G

C. *gallarum* Ch. Rich. — Catal. Champ. Marn. no. 1808 (1889) (teste Taubenhaus, 1912)
C. *garciniae* Koorders — Botan. Unters. Java p. 217 (1907)
C. *gelonii* Bondarzeva — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., 2, **3**, 757 (1936)
C. *gliricidiae* Syd. — Ann. Mycol. **18**, 102 (1920) (!)
Vermicularia gloeosporioides Penz. — Michelia **2**, 450 (1880) (!)
C. *gloesporioides* Penz. — Fungi Agrum. **2**, 6 (1882) (teste Shear et Wood, 1913)
C. *glottidii* Ellis et Martin — J. of Mycol. **6**, 114 (1885) (!)
C. *glycines* G. Frag. — Bol. Soc. Broter., sér. 2, **2**, 53 (1924)
C. *glycosmidis* Verplancke et v. d. Broecke — Bull. Soc. R. Bot. Belg. 2, **19**, 91 (1936)
Piggotia gnetii Oudem. — Versl. en Meded. K. Ak. Wet., Afd. Natuurk., 3, **7**, 311 (1890) (!)
C. *gnetii* Diedicke — Krypt. Fl. Brandenburg **9**, 774 (1914)
C. *godetiae* Neergaard — Friesia **4**, 72 (1950) (!!)
C. *gossypii* Southw. — J. of Mycol. **6**, 100 (1890) (teste Taubenhaus, 1912)
C. *graffii* Syd. — Philipp. J. Sci. Bot. **8**, 196 (1913) (!)
C. *griseum* Heald et Wolf — Mycologia **3**, 11 (1911)
Fellneria grossulariae Fuck. — Fungi rhenani no. 1923 (1869) (!)
Vermicularia grossulariae Fuck. — Symb. mycol. p. 374 (1869) (!)
C. *grossulariae* Jacz. — Bull. Soc. Myc. France **22**, 124 (1906)
C. *guajaci* Syd. — Ann. Mycol. **28**, 197 (1930) (!)
C. *gymnocladii* de Urries — An. Jard. bot. Madrid **10**, 203 (1952)

H

Phyllosticta haematocycla Berk. in Welw. — Fungi Portug. p. 5 (1850?) (!) (vide von Höhnel, 1920)
Fusarium hakeae P. Henn. — Verh. bot. Ver. Brandenburg 40, 175 (1898)
G. hakeae (P. Henn.) Wollenw. — Ann. Mycol. **15**, 30 (1917)
G. hakeae Bondarzeva — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., 2, 3, 760 (1936)
G. hawaiense Thüm. — Fungi Exot. in Roumeg., Rev. Mycol. **2** (1880) (!)
G. hedericola Maubl. — Bull. Soc. Myc. France **20**, 71 (1904)
G. hedycaryae Cke. et Mass. — Grevillea **18**, 7 (1890) (!)
C. helianthicola da Camara — Bol. Agr. Lisboa **11**, 48 (1936)
G. hendersonii Berk. et Br. — Ann. Nat. Hist., sér. 5, **1**, 26 (1887) (!)
G. hesperidearum Catt. in Sacc. — Fungi italici t. 1186 (1882) (!)
Vermicularia hesperidicola Oudem. — Nederl. Kruidk. Arch., sér. 2, **6**, 41 (1892) (!)
G. heteropteris Bondarzeva — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., sér. 2, **3**, 763 (1936)
C. heveae Petch — Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya **1**, 8 (1906) (teste Carpenter et Stevenson, 1954)
G. heveae Petch — l. c.
G. hians Penz. et Sacc. — Atti R. Ist. Ven. sci. lett. Venezia, sér. 6, **2**, 639 (1884)
C. hibisci Pollacci — Atti Ist. Bot. Pavia, sér. 2, **5**, 16 (1896) (?)
C. hibiscicola Rangel — Bol. Agr. Sao Paulo p. 321 (1915)
C. higginsianum Sacc. ap. Higgins — J. agr. Res. **10**, 161 (1917)
C. himantophylli Kab. et Bub. — Hedwigia **46**, 297 (1908) (!)
G. hollboelliae Bondarzeva — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., sér. 2, **3**, 764 (1936)
G. holocalicis Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires, sér. 3, **13**, 403 (1911)
G. hoyae Syd. — Ann. Mycol. **11**, 270 (1913) (!)
C. humuli Dearn. — The Fungi of Manitoba p. 132 (1929)
G. hysterioides Ellis et Ev. — J. of Mycol. **5**, 154 (1889) (!)

I

C. idaeinum Syd. — Ann. Mycol. **30**, 397 (1932) (!)
C. imantophylli Kab. et Bub. — Hedwigia **46**, 297 (1908)
C. imantophylli Verplancke et Claess. — Natuurwet. Tijdschr. **16**, 16 (1934)
G. impatientis Petch — Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya **7**, 315 (1922)
C. incarnatum Zimmerm. — Centralbl. Bacteriol. **4**, 143 (1901) (teste Small, 1926)
G. inocarpi Sacc. — Bull. Orto Bot. Napoli p. 21 (1918) (!)
G. intermedium Sacc. — Michaelia **2**, 118 (1880) (!)
G. intermixtum McAlp. — Fungus Dis. Citr. Austr. p. 112 (1899)
C. ipomoeae da Camara — Ann. Inst. Sup. Agron. **4** (1931)
C. ixorae Griff. et Maubl. — Bull. Soc. Myc. France **25**, 59 (1909)
C. ixorae Verplancke et Claess. — Natuurwet. Tijdschr. **16**, 187 (1934)

J

C. jahnii Syd. — Ann. Mycol. **28**, 198 (1930) (!)
Sphaeropsis janiphae Thüm. — Flora **61**, 179 (1878)
Phoma janiphae (Thüm.) Sacc. — Michaelia **2**, 335 (1881)
Macrophoma janiphae (Thüm.) Berl. et Vogl. — Atti Socc. Ven.-Trent. sc. nat. **10**, 182 (1886)
C. janiphae (Thüm.) Petr. — Ann. Mycol. **23**, 49 (1925)
C. janiphae Grove — Kew Bull. p. 442 (1920)
G. japonicum Hemmi — J. Coll. Agr. Hokkaido **9**, 1, 27 (1920)
G. josephinae D. Sacc. — Bull. Soc. Myc. France **12**, 78 (1896)
C. jussiaeae Earle — Bull. Torr. bot. Club **24**, 29 (1897)

K

G. *kaki* Hori — Engei no Tomo **6**, 1 (1910)
G. *kaki* Ito — Botan. Mag. Tokyo **25**, 201 (1911)
C. *kaki* Maffei — Riv. Patol. Veget. **11**, 116 (1921)
G. *kawakamii* Miyabe — Botan. Mag. Tokyo **19**, 213 (1905)
C. *kentiae* Halst. — New Jersey Agr. Coll. Exp. Sta. Rep. **6**, 409 (1894)
G. *kentiae* da Camara et da Luz — Agron. Lusit. **1**, 56 (1939)
G. *kickxiae* Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **21**, 194 (1905)
C. *kickxiae* P. Henn. ap. Diedicke — Krypt. Fl. Brandenburg **9**, 818 (1915 (!)
C. *kickxiae* Verwoerd et du Plessis — South Afric. J. Sci. **30**, 222 (1933)
Hainesia kolae Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires sér. 3, **13**, 400 (1911)
C. *kruegerianum* Vassiljevsky — Fungi Imp. Paras. **2**, 321 (1950)
G. *kurzeanum* Niessl — Fungi Europ. no. 2471 (1878) (!)

L

G. *laeliae* P. Henn. — Verh. Bot. Ver. Prov. Brandenburg **40**, 172 (1898) (!)
G. *laeticolor* Berk. — Gard. Chron. p. 604 (1859) (teste Southworth, 1891)
G. *landolphiae* P. Henn. — Verh. Bot. Ver. Prov. Brandenburg **40**, 171 (1898) (!)
G. *lasiae* P. Henn. — l. c. p. 172
G. *lebbek* Syd. — Philipp. J. Sci. **8**, 505 (1913) (!)
C. *lebbek* (Syd.) Petr. — Ann. Mycol. **25**, 254 (1927)
G. *leguminis* Cke. et Harkn. — Grevillea **9**, 7 (1880) (!)
Discella leguminum Cke. — J. Linn. Soc. London **17**, 141 (1878) (!)
G. *leguminum* (Cke.) Sacc. — Syll. fung. **3**, 718 (1884)
G. *leptostromoides* Bubak — Ber. nat. med. Ver. Innsbruck **30** (1905/06) (!)
G. *ligustri* P. Henn. — Hedwigia **41**, 308 (1902) (!)
G. *limetticola* Clausen — Phytopathology **2**, 231 (1912) (teste Burger, 1921)
G. *liriodendri* Ellis et Ev. — J. of Mycol. **3**, 128 (1887)
C. *litchis* Frag. et Cif. — Estac. Agr. de Moca, sér. B, Bot., **11**, 43 (1928)
G. *loranthaceae* P. Henn. — Hedwigia **48**, 16 (1908) (!)
C. *lucumae* Novolesova — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., sér. 2, **3**, 769 (1936)
C. *sussoniense* Sacc. — Ann. Mycol. **12**, 311 (1914)
C. *luxificum* v. Hall et Dorst — Rec. Trav. Bot. Neerl. **4**, 243 (1908) (!)
Hainesia lycopersici Speg. — Fungi Argent. novi vel crit. 327 (1899)
G. *lycopersici* Krüger — Arb. a. d. K. biol. Anst. **9**, 233 (1916) (!!)

M

G. *macrophomoides* Sacc. — Ann. Mycol. **12**, 311 (1914) (!)
G. *macropus* Sacc. — Michelia **1**, 217 (1878) (!)
G. *magnoliae* Pass. — Mem., Atti R. Ac. Lincei Roma **6**, 468 (1889) (!)
C. *magnoliae* E. Sousa da Camara — Revista agr. Lisboa p. 8 (1920)
C *mahoniae* Fabricatore — Bol. Staz. Pat. Veg. Roma, sér. 3, **6**, 139 (1950)
G. *malpighiae* Elisei — Atti Ist. Bot. Univ. Pavia, sér. 4, **10**, 296 (1938)
G. *mangae* Noack — Bolet. Inst. Agr. Est. Sao Paulo **9**, 81 (1898) (teste Shear et Wood, 1913)
C. *mangenoti* Chevangeon — Rev. pat. végét. **31**, 36 (1952)
G. *mangiferae* Racib. — Parasit. Algen Pilze Java **1**, 33 (1900)
G. *mangiferae* P. Henn. — Verh. bot. Ver. Brandenburg **40**, 171 (1898)
G. *mangostanae* Cif. — Riv. Patol. Veg. **17**, 209 (1927)
G. *manihotis* P. Henn. — Notizbl. K. bot. Gart. Mus. Berlin **30**, 241 (1903) (!)
C. *manihotis* P. Henn. — Hedwigia **43**, 94 (1904)
G. *marantaceae* Rangel — Bol. Agr. Sao Paulo p. 319 (1915)
G. *marginale* Speg. — Fungi Guaranitici **1**, 157 (1883)
G. *masdevalliae* Brick — Ztschr. Pflanzenkr. **27**, 294 (1917)

Hainesia maxillariae Speg. — An. Mus. Nac. Buenos Aires **13**, 400 (1911)
G. maxillariae Allescher — Hedwigia **34**, 217 (1895) (!)
C. medinillae Rangel — Bol. Agric. Sao Paulo p. 319 (1915)
G. megaclini Verplancke et Claess. — Natuurwet. Tijdschr. **16**, 185 (1934)
Vermicularia melastomacearum Speg. — Bol. Ac. Nac. Cienc. Cordoba **11**, 220 (1889)
C. melastomacearum (Speg.) Syd. — Ann. Mycol. **23**, 419 (1925)
Myxosporium meliae Zimmerm. — Centralbl. Bacteriol., B, **8**, 218 (1902)
C. meliae Sousa da Camara — Revista agr. Lisboa p. 9 (1920)
C. melicoccae Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **31**, 434 (1922)
G. melongenae Ellis et Halst. — Bull. Torr. bot. Club. **18**, 302 (1891) (!)
G. melongenae Sacc. — Notae mycol. **23**, 82 (1916) (!)
C. melongenae Libik — Morbi Plant. Leningr. **17**, 157 (1928)
G. menispermi Allescher — Hedwigia **34**, 217 (1895) (!)
G. merrillii Syd. — Ann. Mycol. **12**, 575 (1914) (!)
Vermicularia microchaeta Pass. — Memor. R. Acc. Lincei Roma, Cl. fis. ecc., 4, **6**, 457 (1890)
G. miltoniae Verplancke et Claess. — Natuurwet. Tijdschr. **16**, 186 (1934)
C. minus Zimmerm. — Bull. Inst. Bot. Buitenzorg **10**, 26 (1901)
G. mirabilis Bresadola — Ann. Mycol. **18**, 56 (1920)
G. moellerianum Thüm. — Contr. Myc. Lusit. no. 234 (1878)
G. monsterae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sc. URSS., Pl. crypt. **1**, 295 (1933)
C. montemartinii Tognini — Atti Ist. bot. Pavia, n. s., **3**, 45 (1893) (!)
G. mucosum Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **31**, 432 (1922)
G. muehlenbeckiae Briosi et Cav. — Funghi parass. essicc. no. 397 (1905) (!)
C. mume Hori — Engei no Tomo **10**, 1 (1914)
C. murrayae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. URSS., Pl. crypt. sér. 2, **3**, 773 (1936)
G. mutinense Trav. et Sacc. — Ann. Mycol. **1**, 203 (1903)
G. mygindae Winter — Contr. Myc. Lusit. no. 785 (1884)
G. myristicae P. Henn. ap. Diedicke — Krypt. Fl. Brandenburg **9**, 777 (1914) (!)

N

G. nanoti Prill. et Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **10**, 83 (1894) (teste SHEAR et WOOD, 1913)
G. naviculisporum Stonem. — Botan. Gaz. **26**, 79 (1898)
C. necator Massee — Bull. bot. Gard. Kew p. 190 (1912)
G. nelumbii Tassi — Bull. Lab. Orto Bot. Siena p. 130 (1900) (!)
G. nepenthicola P. Henn. — Krypt. Fl. Brandenburg **9**, 779 (1914) (!)
G. nicotianae Böning — Prakt. Blätter Pflanzenbau Pflanzenschutz **10**, 253 (1933)
C. nicotianae Averna — Bol. Agr. Sao Paulo **23**, 221 (1922)
C. nigrum Ellis et Halst. — Bull. Torr. bot. Club **18**, 14 (1891) (!) (teste SMALL, 1926)
G. nitidulum Speg. — Fungi Puiggariani **1**, no. 446 (1889)
G. nubilosum Pass. — Mem. Atti R. Acc. Lincei Roma, sér. 4, **6**, 468 (1890)

O

G. obtusipes Sacc. — Annuar. R. Ist. bot. Roma **4**, 191 (1891) (!)
Myxosporium obtusipes (Sacc.) All. — Rbh. Krypt. Fl. Deutschl., Pilze **7**, 512 (1903)
G. ochraceum Patters. — Bull. Torr. bot. Club. **27**, 283 (1900) (teste SHEAR et WOOD, 1913)
G. odontoglossi Verplancke et Claess. — Natuurwet. Tijdschr. **16**, 187 (1934)
G. officinale Ellis et Ev. — Proc. Ac. Philad. p. 370 (1894) (teste TAUBENHAUS, 1911)
G. oleae Patters. — Bull. Torr. bot. Club **27**, 283 (1900) (!)
G. oleandri Sacc. — Ann. Mycol. **6**, 556 (1908) (!)
Hainesia oleicola Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires **13**, 400 (1911) (teste CICCARONE, 1950)
Vermicularia oligochaeta Sacc. — Syll. fung. **14**, 908 (1899) (!)
G. oligogynes P. Henn. — Verh. Bot. Ver. Prov. Brandenburg **40**, 172 (1898) (!)

G. olivarum Almeida — Bull. Soc. Myc. France **15**, 94 (1899) (teste CICCARONE, 1950)
G. oncidii Oudem. — Contr. Myc. Pays-bas **14**, 48 (1892) (!)
G. opuntiae Ellis et Ev. — J. of Mycol. **4**, 52 (1888) (!)
Hypodermium orchidearum Cke. et Mass. — Grevillea **16**, 48 (1887) (!)
C. orchidearum Allescher — Rbh. Krypt. Fl. Deutschl., Pilze **7**, 563 (1902) (!)
G. ornithidii Allescher — Hedwigia **34**, 218 (1895)
G. orthianum Kostlan — Festschrift 70. Geburtstag A. ORTH (Berlin, 1905)
G. orthosporum Sacc. — Malpighia **11**, 316 (1897) (!)

P

C. palaquii Zimmerm. — Bull. Inst. Bot. Buitenzorg **10**, 26 (1901)
G. pallidum Karst. et Har. — J. de Botanique **4**, 361 (1890)
G. palmarum Oudem. — Contr. Mycol. Pays-bas **14**, 48 (1892) (!)
Hainesia palmarum Keissler — Ann. Mycol. **7**, 292 (1909)
C. pandani Syd. — Philipp. J. Sci. **8**, 282 (1913) (!)
G. pandani Verona — Nuovo G. Bot. Ital. **39**, 472 (1932)
G. papayae P. Henn. — Hedwigia **34**, 115 (1895) (!)
C. papayae P. Henn. — Hedwigia **48**, 16 (1908)
C. papayae Petr. — Sydowia **7**, 400 (1953)
C. passiflorae Stev. et Young — Bernice P. Bishop Mus. Bull. **19**, 146 (1925)
G. patella Penz. et Sacc. — Atti R. Ist. Ven. sci. lett. Venezia, sér. **6**, **2**, 639 (1884)
C. paucipilum Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **21**, 195 (1905)
C. paucisetum Petch — Ann. R. bot. Gard. Peredeniya **7**, 316 (1922)
Sphaeropsis peckiana Thüm. — Pilze Weinst. p. 149 (1878)
Phoma peckiana (Thüm.) Sacc. — Syll. fung. **3**, 80 (1884)
Macrophoma peckiana (Thüm.) Berl. et Vogl. — Atti Soc. Ven.-Trent. **10**, 179 (1886)
C. peckianum (Thüm.) Pet. et Syd. — Ann. Mycol. **22**, 279 (1924)
G. pedemontanum Pupillo — Ann. Sper. agr., n. s., **6**, 57 (1952)
G. peleae Stev. — Bernice P. Bishop Mus. Bull. **19**, 144 (1925)
C. pelikinense Katsura — Forsch. Pflanzenkr. Tokyo **4**, 105 (1951)
C. peregrinum Pass. — Atti R. Acc. Lincei Roma, Mem. **6**, 468 (1889)
G. pestiferum Cke. et Mass. — Gard. Chron., sér. 3, **9**, 82 (1891) (!)
G. pestis Massee — Bull. bot. Gard. Kew. p. 219 (1908) (!)
G. petiveriae Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **31**, 433 (1922)
G. phacidioides Speg. — Michelia **2**, 284 (1880)
C. phascorum Takimoto — Ann. phytopath. Soc. Japan **5**, 21 (1934)
G. phaseoli Rich. — Cat. Champ. Marn. no. 1809 (1889)
C. philodendri P. Henn. — Hedwigia **44**, 71 (1905)
G. philodendri Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **31**, 433 (1922)
C. phomoides Chester (non Sacc.) — 6th Ann. Rep. Delavare Coll. Agr. Exp. Sta. (1894) (!!)
Fusarium phormii P. Henn. — Verh. Bot. Ver. Brandenburg **40**, 175 (1898) (!)
G. phormii (P. Henn.) Bubak — Ann. Mycol. **14**, 154 (1916)
G. phormii Sacc. — Nuovo G. Bot. Ital., n. s., **22**, 67 (1915) (!)
G. phyllachoricola Speg. — Rev. Mus. La Plata **15**, 41 (1908)
C. phyllocacti Ellis et Ev. — J. of Mycol. **8**, 65 (1902)
G. physalosporae Cavara — Rev. Mycol. no. 40 (1888) (teste SHEAR et WOOD, 1913)
C. pilcomayense Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **31**, 434 (1922)
G. piperatum Ellis et Ev. ap. Halsted — Bull. Torr. bot. Club **18**, 15 (1891) (teste SMALL, 1926)
C. piperis Petch — Ann. R. bot. Gard. Peradeniya **6**, 239 (1917)
C. piperis F. L. Stevens — Trans. Illin. Acad. Sci. **10**, 108 (1917) (?)
C. piri Noack — Bol. Inst. Agr. Est. Sao Paulo **9**, 80 (1898)
Colletotrichopsis piri (Noack) Bubak — Österr. bot. Ztschr. **54**, 184 (1904)
Hainesia piricola Oudem. — Nederl. Kruidk. Arch., sér. 3, **2**, 4 (1903) (!)

C. pisi Pat. — Bull. Soc. Myc. France 7, 180 (1891)
G. pitcairniae Bondarzeva — Acta. Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., sér. 2, Pl. crypt. **3**, 780 (1936)
G. pithecolobii Koorders — Botan. Unters. Java p. 216 (1907)
G. pittospori Frag. et Cif. — Estac. Agr. de Moca, sér. B, Bot., **8**, 56 (1927)
Vermicularia platyspora Ellis et Ev. — North Amerc. Fungi no. 2776 (1887)
G. politis Maire — Bull. Soc. Myc. France **46**, 239 (1930)
C. pollaccii Magnaghi — Atti Ist. Bot. Pavia **8**, (1902) (vide Hemmi, 1921)
G. polymorphum Trinchieri — Rend. R. Acc. Sci. Napoli 8—12 (1909)
C. polyptychophyllum da Camara — Rev. Agronom. **17**, 10 (1929)
G. polystigmicola Bondarzeva — Bull. Jard. Bot. St. Petersb. **13**, **62** (1913)
G. pourretiae da Camara — Bol. Agr. Lisboa **11**, 50 (1936)
C. pothi Koorders — Botan. Unters. Java p. 219 (1907)
G. pouteriae Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires **13**, 404 (1911)
C. primulae Halst. — New Jersey Agr. Coll. Exp. Sta. Rep. **7**, 280 (1894/95)
C. primulae Moesz — Bot. Közlem. **22**, 42 (1924)
G. pruni Hollos — Ann. Mus. Nat. Hung. **6**, 535 (1908)
C. pruni-domesticae Girzitska in Vasil. et Karak. — Paras. Nesov. Gribi **2**, 304 (1950)
C. psidii Curzi — Atti. Ist. Bot. Univ. Pavia, sér. 3, **3**, 207 (1927) (!!)
G. psidii Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **19**, 143 (1903) (!)
C. pterocelastri Wakef. — Bull. Misc. Inf. Kew **5**, 165 (1922) (!)
G. puiggarii Speg. — Bol. Ac. Nac. Cien. Cordoba **23**, 163 (1919)
Vermicularia punctiforme Niessl — Hedwigia **20**, 46 (1881) (!)
G. pyrostegiae Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **31**, 434 (1922)

Q

C. quercinum Savul. et Negru — Herb. mycol. Romanicom fasc. **31**, no. 1539 (1955) (!)

R

G. raciborskii P. Henn. — Hedwigia **39**, (39) (1900) (teste Shear et Wood, 1913)
Macrophoma reichenbachiana Keissl. — Beih. Bot. Centralbl. II, **36**, 321 (1918)
G. revolutum Ellis et Ev. —J. of. Mycol. **5**, 153 (1889) (!)
G. rhodobolum Sacc. — Nuovo G. Bot. Ital., n. s., **22** 66 (1915) (!)
Cryptosporium rhodocyclum Mont. ap. Alm. et Cam. — Bol. Soc. Broter. **25**, 43 (1910)
Gloeosporidium rhodocyclum (Mont.) v. Höhn. — Ann. Mycol. **18**, 91 (1920)
C. rhodocyclum (Mont.) Petr. — Ann. Mycol. **25**, 351 (1927)
G. rhododendri Bri. et Cav. — Funghi Parass. no. 198 (1892) (!)
G. rhodospermum Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **21**, 197 (1905) (!)
C. rhois-verniciferae Elisei — Atti Ist. Bot. Univ. Pavia, sér. 4, **10**, 239 (1938)
G. ribicola Ellis et Ev. — Proc. Ac. Sci. Nat. Philad. p. 167 (1893) (!)
C. ricini Bub. et Frag. — Hedwigia **57**, 12 (1915)
G. ricini Maubl. — Bull. Soc. Myc. France **22**, 67 (1906)
G. roesteliaecola Bub. et Serebr. — Hedwigia **52**, 269 (1912) (!)
G. roseolum Bresad. — Ann. Mycol. **13**, 105 (1915) (!)
C. roseolum P. Henn. — Hedwigia **44**, 176 (1905) (!)
G. rubi Ellis et Ev. — J. of Mycol. **4**, 52 (1888) (!) (teste Shear et Wood, 1913)
G. rubicola Ellis et Ev. — Field Columb. Mus. **9**, 123 (1896) (!)
Septoria rufo-maculans Berk. — Gard. Chron. p. 676 (1854) (teste Southworth, 1891)
Ascochyta rufo-maculans Berk. — Outl. Brit. Fungi p. 320 (1860)
G. rufo-maculans (Berk.) Thüm. — Fungi pomicoli p. 61 (1879)

S

C. sambuci Syd. — Mycotheca germanica no. 3581 (!)
G. sansevieria Verwoerd et du Plessis — South Afric. J. Sci. **28**, 290 (1931) (!!)

C. sapindi da Camera — Bol. Agr. Lisboa **11**, 48 (1936)
G. sarmenticola Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires **13**, 404 (1911)
C. schizanthi Jensen et Stewart — Phytopath. **1**, 125 (1911)
G. schweinfurthianum Thüm. — Grevillea **6**, 102 (1878) (?)
Fusarium schweinitzii Ellis et Harkn. — Bull. Torr. bot. Club **8**, 27 (1881)
C. seguieriae Bondarzeva — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., fasc. 2, Pl. crypt. **3**, 789 (1936)
G. serotinum Ellis et Ev. — Proc. Acad. Philadelphia p. 371 (1894) (!)
Vermicularia sesamina Sacc. — Ann. Mycol. **12**, 308 (1914) (!)
C. setosum Patters. — Bull. Torr. bot. Club **27**, 283 (1900) (!)
C. smilacicola Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **31**, 435 (1922)
G. smilacis Elisei — Atti Ist. Bot. Univ. Pavia, sér. 4, **10**, 293 (1938)
G. sobraliae Maubl. — Bull. Soc. Myc. France **22**, 68 (1906) (!)
C. socium Syd. — Ann. Mycol. **33**, 383 (1935) (!)
G. solani Osterw. — Centralbl. Bakteriol. II, **18**, 826 (1907)
G. somalense Negodi — Atti Soc. Nat. Modena **63**, 41 (1932)
G. sorauerianum Allescher — Ztschr. Pflanzenkrankh. **5**, 276 (1895) (!)
G. sordidum Speg. — Rev. Mus. La Plata **15**, 41 (1908)
Vermicularia sparsipila Ellis et Kellerm. — J. of Mycol. **4**, 26 (1888)
C. spartii Gutner — Diseases and pests of textile plants p. 71 (1933)
G. spegazzinii Sacc. — Syll. fung. **10**, 449 (1892)
G. spegazzinii Sacc. et Trott. — Syll. fung. **22**, 1184 (1917)
G. sphaerelloides Sacc. — Michelia **1**, 92 (1880)
C. sphaeriaeforme Pass. — Rendic. Atti R. Acc. Lincei Roma **4**, 103 (1888)
G. spiraeae Bresad. — Hedwigia **36**, 381 (1897)
G. stanhopeae Allescher — Hedwigia **34**, 219 (1895) (!)
C. stanhopeae P. Henn. — Hedwigia **48**, 114 (1908) (!)
G. stenocarpi Agostini — Arch. Bot. Sistem. Fit. Gen. **1**, 235 (1925)
C. sterculiicola Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **31**, 436 (1922)
C. sterculicola Frag. et Cif. — Estac. Agron. de Moca, sér. B, Bot., **8**, 56 (1927)
C. stevensii Roy — J. Ind. bot. Soc. **27**, 101 (1948)
G. sycophilum Trinchieri — Bull. Orto bot. Napoli **3**, 7 (1911)
G. syringae Allescher — Hedwigia **34**, 276 (1895) (!)

T

C. tabacum Böning — Prakt. Bl. Pflanzenbau Pflanzenschutz **10**, 89 (1932)
G. tabernaemontanae Speg. — Fungi Guaranitici no. 151 (1883)
G. tamarindi P. Henn. — Notizbl. K. bot. Gart. Mus. Berlin **30**, 242 (1903) (!)
Sphaeropsis tertium Cke. — Grevillea **12**, 22 (1883) (!)
Phoma tertia (Cke.) Sacc. — Syll. fung. **3**, 95 (1884)
Macrophoma tertia (Cke.) Berl. et Vogl. — Atti Soc. Ven.-trent. Sc. nat. **10**, 180 (1886)
C. tertium (Cke.) Grove — Kew. Bull. p. 197 (1919)
Monostichella tetrastigmatis Keissl. ap. Handel-Mazetti — Symb. Sinicae **2**, 14 (1937)
C. tetrastigmatis (Keissl.) Petr. — Sydowia **1**, 345 (1947)
G. theae Zimmerm. — Ber. Land-Forstw. Deutsch-Ostafrika p. 28 (1904)
C. theobromae Appel et Strunk — Centralbl. Bakt. II, **11**, 555 (1903)
C. theobromicola Delacr. — Bull. Soc. Myc. France **21**, 191 (1905) (teste Shear et Wood, 1913)
G. theobromicola Vincens — Bull. Soc. Path. Vég. France **5**, 51 (1918)
G. thümenii Sacc. — Syll. fung. **3**, 721 (1884)
C. tinosporae Syd. — Ann. Mycol. **31**, 91 (1933)
C. toluiferae Stev. et Solh. — Ann. Mycol. **28**, 370 (1930)
G. torquens Syd. — Ann. Mycol. **11**, 65 (1913) (!)
Monostichella trevesiae Keissl. ap. Handel-Mazetti — Symb. Sinicae **2**, 14 (1937)
C. trevesiae (Keissl.) Petr. — Sydowia **1**, 345 (1947)
C. trichiliae Novoselova — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., sér. 2, Pl. crypt. **3**, 794 (1936)
C. trillii Tehon — Mycologia **16**, 141 (1924)

C. trillii Overholts — Mycologia **30**, 270 (1938)
G. triviale Speg. — Rev. Mus. La Plata **15**, 41 (1908)

U

C. urenae Petch — Ann. R. bot. Gard. Peradeniya **6**, 240 (1917)
G. usteri Speg. — Rev. Mus. La Plata **15**, 42 (1908)

V

G. vandopsidis Keissl. — Ann. Mycol. **7**, 293 (1909)
G. vanillae Cke. — Grevillea **15**, 18 (1886) (!)
Trullula vanillae P. Henn. — Notizbl. K. bot. Gart. Mus. Berlin **30**, 242 (1903)
C. vanillae Scalia — Mycetes siculi novi **2**, 12 (1903) (!)
C. vanillae Verplancke et Claess. — Natuurwet. Tijdschr. **16**, 189 (1934)
C. vermicularioides Halst. — Bull. Torr. bot. Club **20**, 252 (1889)
C. veronicae Scaramella — Malpighia **32**, 219 (1932)
G. versicolor Berk. et Curt. — Grevillea **3**, 13 (1874) (teste Southworth, 1874)
G. vexans Atkinson — Bull. Cornell Univ. **3**, 1, 37 (1897)
G. victoriense D. Sacc. — Mycoth. italica no. 177 (1897)
C. villaresiae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. USSR., Pl. crypt. **1**, 318 (1933)
Gloeosporopsis vinal Speg. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires **13**, 404 (1911)
C. vinal (Speg.) Pet. et Syd. — Ann. Mycol. **33**, 179 (1935)
C. vincae Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires **13**, 405 (1910)
C. vincae Politis — Prakt. Ak. Athen 13, 608 (1938)
Volutella violae Stonem. — Botan. Gaz. **26**, 96 (1898) (?)
C. violae-tricoloris R. E. Smith — Botan. Gaz. **27**, 203 (1899)
G. virgultorum Atkinson — Bull. Cornell Univ. **49**, 314 (1892)
C. vitis Maire (non Istfauffi) — Ann. Mycol. **11**, 356 (1913)

W

G. walteri McAlp. — Proc. Linn. Soc. New S. Wales p. 98 (1907)

X

C. xanthi Halst. — Bull. Torr. bot. Club **20**, 251 (1893)

Y

C. yaquense Pet. et Cif. — Ann. Mycol. **30**, 275 (1932)
C. yerbae Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires **17**, 137 (1908)
G. yuccae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. USSR., Pl. crypt. **1**, 318 (1933)
G. yuccae Politis — Prakt. Akad. Athen **13**, 607 (1938)
C. yuccae Pollacci — Atti Ist. bot. Pavia, sér. 2, **5**, 16 (1896)
G. yuccogenum Ellis et Ev. — J. of Mycol. **3**, 21 (1887) (!)

Z

G. zamiae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. USSR., Pl. crypt. **1**, 319 (1933)
G. zibethianum Sacc. — Bull. Orto bot. Napoli p. 20 (1918) (!)
C. zibethianum Petr. — Ann. Mycol. **27**, 367 (1929)

b) Morphologie und Entwicklung

Die Perithecien von *Glomerella cingulata* entwickeln sich auf dem natürlichen Substrat in und unter der Epidermis. Reife Perithecien stehen einzeln

oder mehr oder weniger dicht beieinander, verwachsen dann oft und bilden dunkle, stromatische Krusten. Einzelne Perithecien erreichen einen Durchmesser von 85—300 μ, sind rundlich oder flaschenförmig. Ihre Wand ist häutig, außen dunkel und besteht aus einigen Lagen von rundlich eckigen, oft etwas flach gedrückten oder gestreckten, braunen Zellen. Nach innen werden sie zartwandig, hyalin und sind oft stark niedergedrückt.

Die scheitelständige Mündung ist punktförmig oder bildet eine deutliche Papille oder einen verlängerten Schnabel. Der rundliche Porus oder Kanal ist innen mit hyalinen, fadenförmigen Periphysen besetzt. Rund um die Mündung ist das Geflecht der Wand hell, oft fast hyalin und besteht aus kleineren und zarteren Zellen. Verlängerte Mündungen sind außen oft mit Hyphenhaaren besetzt, sonst sind die Perithecien kahl.

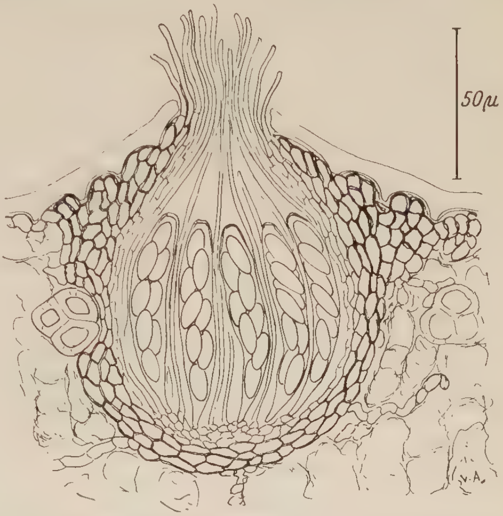

Abb. 3. Medianschnitt durch ein auf einem Blatt von *Coelogyne* spec. gewachsenes Perithecium von *Glomerella cingulata*

Die Ausbildung der Mündung ist, wie ein Versuch zeigte, von Außenfaktoren abhängig. Perithecienanlagen auf Orchideenblättern, die im Orchideenhaus blieben, bildeten als Mündung eine kurze Papille. Wurden die Blätter dagegen in feucht gehaltenen Petrischalen bewahrt, dann bildeten die sich auf ihnen entwickelnden Perithecien schnabelförmig verlängerte, behaarte Mündungen.

Die sich in den Perithecien meist nicht zahlreich entwickelnden Asci stehen parallel nebeneinander. Sie sind keulig oder zylinderisch und messen 35—80 × 8—14, in den meisten Fällen 42—60 × 10—12 μ. Ihre Membran ist einfach, zart und dünn; in der Spitze bildet sie eine einfache, flache oder schüsselförmig eingesunkene Apikalplatte. In den weitaus meisten Fällen enthalten die Asci 8 Ascosporen. Diese sind ellipsoidisch oder spindelförmig, einzellig, hyalin und 9—30 × 3—8 (meist 12—24 × 4—6) μ groß. Sie enthalten gewöhnlich ein körniges Plasma. Die Asci sind von fadenförmigen, zarten, früh verschleimenden Paraphysen umgeben. (Vgl. auch von Arx und Müller, 1954.)

Da *Glomerella cingulata* auch in Reinkulturen auf Agarnährböden Perithecien bildet, ist der Pilz hinsichtlich seines Entwicklungsganges bereits gut bekannt:

McGahen und Wheeler (1951) beobachteten den Beginn der Perithecienbildung in hängenden Tröpfchen von Maismehl-Agar. Die Anlage der Perithecien wird durch zwei Hyphenäste eingeleitet, die gegeneinander

wachsen und sich umschlingen. Es entsteht ein kleiner, aus zwei Lagen bestehender Hyphenknäuel. Aus der äußeren Lage geht die Wand der Perithecien hervor; die innere bildet das ascogene Geflecht. Die Spitze eines dritten, heranwachsenden Hyphenzweiges verschmilzt mit dessen Scheitelzelle (Plasmogamie); es findet ein Kernübertritt statt, wodurch eine zweikernige Zelle, ein Dikaryon entsteht.

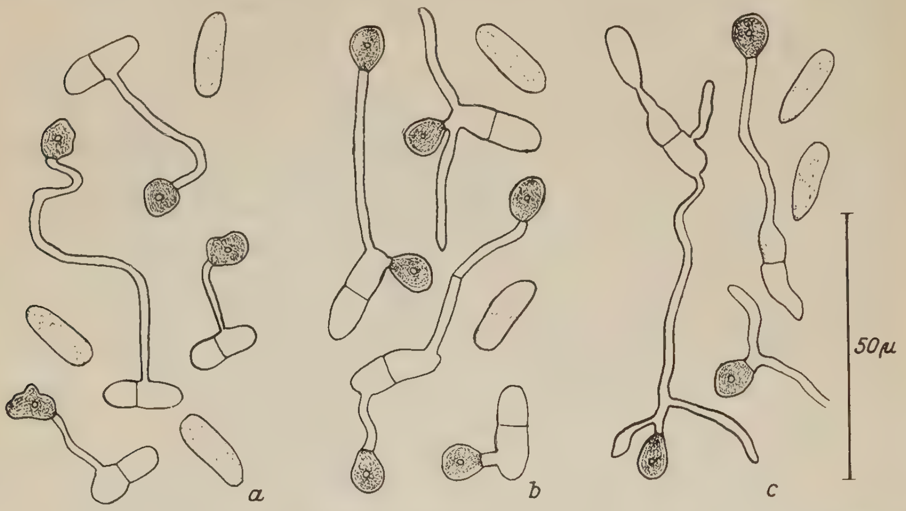

Abb. 4. Konidien von *Colletotrichum gloeosporioides,* teilweise gekeimt und mit Appressorien; a) von Bananen, b) von *Erica* spec. und c) von Äpfeln isoliert

Nach Wheeler, Olive, Ernest und Edgerton (1948) enthalten die jungen Perithecien einige zweikernige Zellen, aber nur eine davon ist fähig ascogene Hyphen zu bilden. An diesen werden nach dem Hakentypus Asci gebildet. Die Reifung der Asci wurde von Lucas (1946) beschrieben. Er beobachtete in noch unentwickelten Schläuchen zwei haploide Kerne, die dann verschmelzen und einen großen diploiden Kern bilden. Die drei Teilungen im Ascus folgen sich schnell. Dabei sind die Chromosomen zu Beginn der Prophase bis zu 4 μ lang, bei der Telophase dagegen höchstens 0,6 μ. Die haploide Chromosomenzahl beträgt 4. Nach den drei Kernteilungen entstehen durch endogene Zellteilung acht einkernige, haploide Ascosporen.

Häufiger als Perithecien werden die Acervuli der *Colletotrichum*-Konidienform gebildet. Diese entstehen ebenfalls in oder unter der Epidermis der Wirtspflanze. Je nach dem Stamm oder der Rasse des Pilzes und nach dem Substrat können sie in Größe und Farbe stark variieren. Die nacheinander akrogen an den meist kräftigen, farblosen oder unten braun gefärbten Trägern abgeschnürten Konidien sind zylindrisch oder etwas keulig, oft nach unten oder beidends etwas verjüngt und abgerundet, gerade oder etwas gebogen, oft ziemlich unregelmäßig und 12—22 $\times$ 4—6 μ groß. Sie sammeln sich über den Acervuli in schleimigen, orangen- oder ziegelroten, seltener bleichen oder bräunlichen Massen.

Die bei der Keimung am Myzel oder direkt an den Konidien oder Ascosporen sich bildenden Appressorien sind rundlich oder breit keulig und 5—8 μ groß (vgl. Abb. 4). Am Anfang sind sie hyalin und enthalten ein körniges oder öliges Plasma, bald erhalten sie eine braune oder rauchgraue Farbe.

c) Variabilität und ihre genetischen Grundlagen

Über das Auftreten von verschiedenen Rassen und abweichenden Formen bei *Glomerella cingulata* besteht eine umfangreiche Literatur. SHEAR und WOOD (1913) beschrieben zahlreiche abweichende Stämme. In einer von *Persea* isolierten Einsporkultur erhielten sie in der vierten Generation eine morphologisch stark abweichende Form, die sich im Laufe der weiteren Kultur als konstant erwies.

Innerhalb von zahlreichen von *Citrus* isolierten Stämmen von *C. gloeosporioides* fand BURGER (1921) große Abweichungen. Er nannte den Pilz eine polymorphe Art, die er nach Wachstumseigenschaften, Myzelfarbe und Konidienbildung in 5 Stämme einteilte. In Einspor-Reinkulturen beobachtete er häufig Sektorenbildungen; die aus diesen erhaltenen neuen Kulturen blieben auch nach mehrmaligem Überimpfen konstant.

SMALL (1926) fand bei den zahlreich isolierten Stämmen keine physiologisch konstanten Merkmale, wohl aber eine große Variabilität. MULLER (1927) erhielt in Reinkulturen von *Gloeosporium fructigenum* stark abweichende Sektoren, und die Reisolierungen nach einem gelungenen Infektionsversuch auf der Gartenbohne wichen von der Ursprungskultur sowohl in morphologischer wie in biologischer Hinsicht ab. DASTUR (1920) beobachtete in von *Capsicum annuum* isolierten Reinkulturen von *Glomerella cingulata* ein plötzliches Auftreten von neuen Formen.

Auch BÖHNI (1949) beobachtete Sektorenbildungen und erhielt bei Einspor-Isolierungen des „Gloeosporiums“ der Kirsche Kulturen mit einer dunklen und solche mit einer hellen, oft weißen Myzelfarbe. Isolate von anderen Wirtspflanzen zeigten ebenfalls verschiedene Abweichungen und bildeten Sektoren.

Mehr Licht in die Ursachen dieser plötzlich auftretenden Veränderungen brachten Untersuchungen mit Perithecien bildenden Stämmen von *Glomerella cingulata*. EDGERTON (1914) beobachtete in Isolierungen aus Ascosporen regelmäßig zwei morphologisch verschiedene Typen, „strains“, die er mit „plus“ und „minus“ bezeichnete.

Die „plus“-Klone (Wildtypen) zeichneten sich durch ein schnelleres Ausbreitungsvermögen, durch eine helle, graue Farbe der Myzelrasen, sowie durch gut ausgebildete, zerstreut im Myzel sitzende Perithecien mit gut entwickelten Asci und Ascosporen aus. Die „minus“-Klone zeigten ein langsameres Wachstum, hatten eine dunklere Farbe und bildeten zahlreiche Perithecienanlagen, in denen aber in den meisten Fällen keine Asci heranreiften. Wuchsen nun die beiden Stämme nach Impfung auf demselben Nährboden gegeneinander, dann entstanden an der Berührungslinie der Myzelien zahl-

reiche gut entwickelte Perithecien mit keimfähigen Ascosporen. Diese Perithecien-Linien entstanden nur zwischen „plus"- und „minus"-Klonen derselben Isolierung; Kreuzungen mit „plus"- und „minus"-Klonen von verschiedenen Wirten mißlangen.

Zu ähnlichen Resultaten kam Hüttig (1935), der mit *Glomerella lycopersici* Krüg. (= *G. cingulata*) arbeitete. Er fand in dem aus Ascosporen erhaltenen Klonmaterial ebenfalls zwei Haplonten-Typen. Einer bildete reichlich Perithecien und wurde als „selbstfertiler Zwitter" beschrieben; in den Kulturen des andern traten nur sterile Sklerotien auf und dieser wurde als „männlich" angesehen. An der Berührungslinie der beiden Myzelien entstanden Perithecien mit zahlreichen Asci. Einsporisolierungen ergaben eine Aufspaltung der beiden Typen im Verhältnis 1 : 1. Durch Kälteschock und Röntgenbestrahlung ließen sich Mutationen auslösen.

Andes (1941) führte zahlreiche Einspor-Isolierungen mit Ascosporen sowohl von „plus"- wie von „minus"-Klonen und von Kreuzungen der beiden aus. Die Asci des „plus"-Klones enthielten in den meisten Fällen entweder acht Sporen des „minus"-Typs oder vier „plus"- und vier „minus"-Sporen. Der „minus"-Klon ergab nur „minus"-Kulturen. Die Asci der aus den Kreuzungen (in der Berührungslinie) hervorgegangenen Perithecien enthielten entweder nur Sporen, die „minus"-Kulturen ergaben oder aus den acht Sporen wuchsen vier „plus"- und vier „minus"-Kulturen heran. Einige Asci lieferten auch „plus"- und „minus"-Klone im Verhältnis 3 : 1 oder 1 : 3. Andes gelangen auch Kreuzungen mit Klonen, die von verschiedenen Wirtspflanzen, nämlich der eine von einem faulenden Apfel, der andere von *Celastrus* isoliert worden waren.

In der Zeit von 1944 bis heute wurde *Glomerella cingulata* von amerikanischen Forschern eingehend in genetischer Hinsicht untersucht (vgl. z. B. Olive, 1951, Wheeler, 1954).

Aus den durch Isolierungen erhaltenen, als „Wildtyp" bezeichneten Kulturen wurden durch Mutationen hauptsächlich vier Kulturgruppen erhalten, die sich schon durch morphologische Merkmale unterscheiden ließen (z. B. Lucas, Chilton und Edgerton, 1944; Struble und Keitt, 1950). Diese wurden mit „plus" (AB), „minus" (Ab), conidial A (aB) und conidial B (ab) bezeichnet. Ferner wurden zwei „plus"- und zwei „minus"-Typen gefunden (+ A, + B, — A, — B). Hierbei kam „plus" A mit der Ursprungskultur, also mit dem Wildtyp überein. Bei den beiden mit „conidial" bezeichneten Typen wurde in Kultur nur die Konidien-, nicht aber die Ascusform gebildet. Die Verschiedenheit in diesen Kulturen wurde Genen zugeschrieben, die sich als an zwei Loci gekoppelt erwiesen (Chilton und Wheeler, 1949).

Die in den Perithecien der „plus" A Kulturen gebildeten Asci enthielten entweder vier Sporen des „plus"- und vier des „minus"-Typs oder alle acht Sporen ergaben „minus"-Klone. In einer kleineren Anzahl Perithecien wurden nur „plus"-A-Ascosporen gefunden. Nach Wheeler(1950) wird diese ungewöhnliche Erscheinung durch die Anwesenheit eines Genes M

verursacht, welches die Mutation von B zu b dirigiert. Der mit AB bezeichnete „plus“-Klon wird also durch eine Mutation zum „minus“-Klon, der mit Ab angedeutet wird.

Die „plus“ B Kulturen, die sonst mit „plus“ A übereinstimmen, unterscheiden sich durch das Fehlen des die Mutation zu „minus“ dirigierenden Genes M. Die Perithecien der „plus“-B-Klone enthalten daher gewöhnlich Asci mit acht Sporen des „plus“-Typs, und Mutationen zu „minus“ treten nur gelegentlich auf (vgl. auch CHILTON und WHEELER, 1949).

Die durch Mutation erhaltenen „minus“-A-Klone bilden meist nur sterile Perithecienanlagen ohne Asci und Sporen. Die wenigen, hier und da gebildeten Ascosporen gehören aber jedenfalls dem „minus“-A-Typ an. Dagegen bilden die ebenfalls aus Mutationen von „plus“-A hervorgegangenen „minus“-B-Klone regelmäßig zahlreiche, fertile Perithecien. Die in ihnen gebildeten Ascosporen waren aber alle „minus“-B, hier traten also keine weiteren Mutationen auf.

Auffallend ist, daß bestimmte Klone selbststeril sind, also allein keine reifen Perithecien bilden. Diese sind also h e t e r o t h a l l i s c h , zu ihnen gehören z. B. die von EDGERTON (1914) als „minus“ bezeichneten oder die nach HÜTTIG (1935) männlichen Stämme, ferner die „minus-A- und die „conidial“-Klone im Sinne der rezenten, amerikanischen Arbeiten.

Andere Klone sind dagegen selbstfertil, h o m o t h a l l i s c h , dazu gehören vor allem „plus-B“ und „minus-B“, ferner bis zu einem gewissen Grade auch die mit „plus“ oder „plus-A“ bezeichnete Wildkultur.

Auch Kreuzungen zwischen zwei selbststerilen Klonen, z. B. zwischen „minus-A“ und „conidial-A“ gelangen; die dabei erhaltenen Perithecien enthielten Ascosporen, die oft vier verschiedenen Typen angehörten (CHILTON, LUCAS und EDGERTON, 1945).

Wie bereits weiter oben (p. 435) ausgeführt, ist *Glomerella cingulata* ein auch in der Größe der Ascosporen sehr variabler Pilz und oft wurden groß- und kleinsporige Formen gleichzeitig gefunden und dann als verschiedene Arten angesehen. So hat TUNSTALL (1935) auf *Camellia theae* wiederholt zwei Formen gefunden, die in der Sporengröße stark voneinander abwichen. Die kleinsporigen Formen mit im Mittel 14,4 μ langen Ascosporen wurden mit *Glomerella cingulata* identifiziert, während die großsporige Form mit einem Längenmittel von 24,9 μ als *Glomerella major* beschrieben wurde. SYDOW und PETRAK (1929) beobachteten auf Blättern von *Roupala spec.* hinsichtlich ihrer Sporengröße stark voneinander abweichende Formen einer *Glomerella.*

Nun erhielten WHEELER und DRIVER (1953) bei der Kreuzung einer normalsporigen *Glomerella* mit einer Konidien bildenden Mutante auf einem Nährboden, dem sie radioaktive Kohle beigefügt hatten eine neue Mutante, die sich durch kleinere Ascosporen auszeichnete. Diese waren im Mittel nur 9,5 μ lang und gerade, während diejenigen des Ausgangsmaterials 24 μ lang und gebogen waren. Die kleinsporige Form blieb auch nach fünfmaligem Überimpfen konstant. Kreuzungen zwischen dem normalsporigen Klon und der

kleinsporigen Mutante gelangen. Die Asci in den durch Kreuzung erhaltenen Perithecien hatten die Größe und Form des großsporigen Klons (dieser ist dominant), enthielten aber vier große gebogene Sporen und vier, die in ihrer Größe zwischen der der Zwergsporen und der der normalen Sporen variierten, aber immer gerade waren. Die Reisolierung von Ascosporen ergab bei den normalsporigen immer normalsporige Kulturen, bei den intermediären und den kleinen geraden Sporen immer Kulturen, in denen Perithecien mit kleinen Sporen entstanden.

d) Krankheitsbilder

Als Parasit kommt *Glomerella cingulata* auf zahlreichen Phanerogamen vor und kann auf diesen in einem latenten, symptomlosen Zustande leben oder verschiedenartige Krankheitsbilder verursachen.

Als Ursache von Fruchtfäulen ist der Pilz sowohl in der gemäßigten Zone wie in den Tropen weit verbreitet. In vielen Fällen findet die Infektion durch Wunden statt, in anderen vermag der Pilz die Kutikula und die Außenwand der Epidermis zu perforieren. Vorerst entsteht eine kleine, eingesunkene Faulstelle. Der Pilz hat gewöhnlich nur ein geringes Ausbreitungsvermögen und es können mehrere Wochen vergehen, bis bei größeren Früchten, z. B. bei Äpfeln, Quitten oder Zitronen die ganze Frucht in Fäulnis übergegangen oder mumifiziert ist (vgl. z. B. Wollenweber und Hochapfel, 1949; Zobrist, Conrad und Zogg, 1944; von Schrenk und Spaulding, 1903; Rolfs, 1904).

Nach den Untersuchungen von Baker und Wardlaw (1937) und von Baker (1938) vermag *Glomerella cingulata* tropische Früchte, z. B. *Citrus*-Arten, *Mangifera* oder *Papaya* oft frühzeitig in noch unreifem Zustande zu infizieren. Die Infektion kann dann lange latent bleiben und erst bei der Reife oder während der Lagerung vermag der Pilz die Frucht in Fäulnis überzuführen.

Als Ursache von Blattflecken findet man den Pilz vor allem in warmfeuchten Gebieten und in der gemäßigten Zone in Warmhäusern, wo er auf Blättern von Orchideen, Liliaceen, Araceen und anderen Pflanzen oft beträchtlichen Schaden verursachen kann. Die Blattflecke sind meist ausgebreitet und können oft größere Blatteile einnehmen.

Auf Stengeln, Blüten- und Blattstielen kann *Glomerella cingulata* Anthraknosen verursachen. Hierbei handelt es sich um begrenzte, eingesunkene, rundliche oder häufig in der Stengelrichtung gestreckte Faulstellen. Bekannt sind sie vor allem auf Stengeln und Hülsen von Leguminosen, z. B. von *Lathyrus*, *Vicia*, *Lupinus* oder *Medicago*. Als Ursache einer Anthraknose wurde der Pilz ferner auf *Nigella*, *Ficus* und *Vanilla* selbst beobachtet. Seltener verursacht er auf meist noch jüngeren Zweigen kleinere Krebsgeschwüre (z. B. Mix, 1925). Zwischen diesen und typischen Anthraknosen bestehen Übergänge. Treten derartige Erkrankungen an jungen Zweigen auf, dann haben diese eine Zweigdürre zur Folge, die z. B. bei *Citrus*-Arten als „wither tip“ bezeichnet wird (z. B. Clausen, 1912, Wiltshire, 1925).

Das Auftreten von *Glomerella cingulata* als oft symptomlose Gefäßkrankheit steht in engem Zusammenhang mit der Fruchtfäule. Diese kann bereits an den noch am Baum hängenden Früchten auftreten. Wenn diese gefault sind, durchwächst der Pilz den Fruchtstiel und gelangt weiter in die Zweige und Äste. Dies wurde z. B. von DAVIS (1931) bei *Symphoricarpus albus* oder von BÖHNI (1949) bei *Prunus avium* und bei *Sambucus nigra* beobachtet. Einen derartigen Befall von Zweigen haben ferner SHEAR und WOOD (1913) bei *Citrus* und SAPONARO (1954) bei der Olive beschrieben. Selbst beobachtet wurde dieses Krankheitsbild bei *Rhododendron ponticum* und bei *Erica* spec. Bei Zweig- und Astbefall wächst der Pilz vor allem in den Leitungsbahnen. Die Besiedlung verläuft, wenigstens am Beginn, symptomlos; äußerlich bleibt der Ast gesund, und es können sich noch Blätter und Blüten entwickeln. Später wird die Infektion manifest, die befallenen Äste zeigen Hemmungserscheinungen, die Blätter entwickeln sich spärlich und schlecht, verwelken oder fallen frühzeitig ab. Besonders in den stärker geschwächten Teilen der Äste vermag der Pilz die Rinde zu besiedeln, und hier werden dann Konidienlager angelegt. Durch die Blattstiele kann er auch die Blätter besiedeln, diese zum Absterben bringen und in der Epidermis seine Acervuli ausbilden. Dies wurde bei *Citrus* und *Rhododendron* beobachtet.

e) Wirtswahl und Spezialisierung (Infektionsversuche)

Allgemein nahm man im 19. Jahrhundert für die zahlreichen *Colletotrichum*-Arten eine scharfe Spezialisierung auf bestimmte Nährpflanzen an. Bald aber merkte man, daß sich zahlreiche Arten nach morphologischen Merkmalen nicht unterscheiden ließen, nahm dann aber stillschweigend eine biologische Spezialisierung an.

Als erste erklärte SOUTHWORTH (1891) mehrere Arten als identisch. Sie untersuchte eine Fruchtfäule bei *Pirus* und *Vitis* und vereinigte unter dem Namen *Gloeosporium fructigenum* Berk. die bisher als *Septoria maculans* Berk., *G. fructigenum* Berk., *G. laeticolor* Berk. und *G. versicolor* Berk. et Curt. bekannten Pilze.

HALSTED (1892, 1893) führte mit Fruchtfäule-Erregern erfolgreiche Kreuz-Infektionsversuche durch. Zwischen dem *Colletotrichum* auf *Phaseolus vulgaris* und dem auf *Cucumis melo* konnte er keine morphologischen und biologischen Unterschiede finden. Er vereinigte daher *C. lindemuthianum* mit *C. lagenarium*.

TAUBENHAUS (1911) bewies durch positive Kreuz-Infektionen die Identität eines auf *Lathyrus odoratus* eine Anthraknose verursachenden *Gloeosporiums* mit *G. fructigenum*. Auch mit *G. officinale* Ellis et Ev. (Blattflecke auf *Sassafras*) und mit *G. gallarum* Rich. (auf Eichengallen) gelang eine Infektion auf *Lathyrus*. Diese Pilze verursachten auch eine Anthraknose auf *Phaseolus lunatus* und eine Fruchtfäule der Birne. *G. psidii* Delacr. und ein von *Persea* insoliertes *Gloeosporium* gingen nicht auf *Lathyrus* über, wohl aber auf die Birne und auf *Phaseolus lunatus*. TAUBENHAUS (1911, 1912) gebrauchte für den Pilz den Namen *Glomerella rufomaculans*. Durch weitere

Infektionsversuche bewies er die Identität von *G. diospyri* Ellis et Ev., *Colletotrichum nigrum* Ellis et Halst. und *C. phomoides* Chest. mit dieser Art. Mit *Glomerella gossypii* Edg. gelang wohl eine Infektion auf *Lathyrus*, nicht aber auf Äpfeln. Mit *C. gloeosporioides* (von *Citrus*), *G. musarum* und *G. lagenarium* gelang weder eine Infektion von Äpfeln noch von *Lathyrus*, diese Arten wurden deshalb als biologisch verschieden angesehen.

Shear und Wood (1913) untersuchten von *Glomerella cingulata* Isolierungen von zahlreichen Substraten. In 36 von verschiedenen Wirtspflanzen stammenden Herkünften des Pilzes fanden sie die Ascus- und die Konidienform, bei insgesamt 45 die Konidien. Auch durch Infektionsversuche bewiesen sie, daß *Glomerella cingulata* eine polyphage, in ihren morphologischen Merkmalen veränderliche Art ist. Beispielsweise erhielten sie mit von *Gossypium, Ficus, Rubus, Ribes, Vitis, Psidium* und verschiedenen *Citrus*-Arten stammenden Kulturen des Pilzes eine Fruchtfäule auf Äpfeln.

Neben *Glomerella cingulata,* für die sie zahlreiche Wirtspflanzen angaben, erkannten sie als eigene, mehr oder weniger spezialisierte Arten an: *G. gossypii* Edg. auf *Gossypium, G. lindemuthianum* Shear (als Ascusform von *Colletotrichum lindemuthianum)* auf *Phaseolus vulgaris, Gloeosporium lagenarium* (Pass.)Sacc. et Roum. auf *Cucurbitaceen* und *G. musarum* Cke. et Mass. auf *Musa.*

In Europa arbeitete Krüger (1913) vor allem mit *Gloeosporium fructigenum* von Kern- und Steinobst, sowie mit von Bananen, Tomaten und Gartenbohnen isolierten Pilzen. Bei *G. fructigenum* unterschied er zwei Formen, nämlich *G. fructigenum f. germanicum* als europäische Form, die in seinen Versuchen keine Perithecien bildete und *G. fructigenum f. americanum,* von der *Glomerella cingulata* als Ascusform bekannt war. Mit der europäischen wie mit der amerikanischen Form gelang eine Infektion von verwundeten wie von unverletzten Äpfeln, ferner von Tomaten, Bananen und Gurken, während eine Infektion von Bohnen meist keine deutlichen Resultate lieferte.

Ein von Bananen isoliertes *Gloeosporium* ließ sich auf unverletzte Bananen und Tomaten, auf verwundete Äpfel, Pfirsiche und Gurken, sowie mit zweifelhaftem Resultat auf Bohnen übertragen. Dieses *Gloeosporium* bildete Perithecien und wurde mit *Glomerella cingulata* identifiziert. Ein von Tomaten isoliertes *Gloeosporium* zeichnete sich durch etwas größere Konidien und durch die Bildung von Perithecien aus. Krüger beschrieb es deshalb als *Glomerella lycopersici.* Außer auf Tomaten ließ es sich auf Äpfel, Bananen, Gurken und mit unsicherem Resultat auf Bohnen übertragen. Mit *Colletotrichum lindemuthianum* gelang nur eine teilweise Infektion von Tomaten, wo der Pilz eine Fäule verursachte und wieder Konidienlager bildete. Krüger erkannte ihn im Sinne von Shear und Wood als eigene Art an.

Dastur (1920) untersuchte *Colletotrichum*-Arten auf *Capsicum annuum, C. frutescens* und *Carica Papaya.* Er erklärte *C. nigrum* Ellis et Halst. als identisch mit *G. piperatum* Ellis et Ev. und stellte beide zu *Glomerella cingulata* (vgl. auch Ramakrishnan, 1947).

In Uganda von *Coffea, Thea (Camellia), Citrus, Gossypium, Vanilla, Hevea, Capsicum* und anderen Pflanzen isolierte *Colletotrichum*-Stämme wurden von SMALL (1926) miteinander verglichen. Vor allem auf Früchten gelangen viele Kreuzinfektionen. Die verschiedenen Stämme ließen sich nicht durch konstante Merkmale unterscheiden, hatten aber eine große Variabilität. SMALL nannte den Pilz *Glomerella cingulata* und gab für ihn mehrere neue Synonyme an.

MULLER (1927) fand in Anthraknosen auf einer Hülse von *Phaseolus multiflorus* einen Pilz, der in seiner Wachstumsweise mit *Gloeosporium fructigenum* übereinstimmte und den er *G. fructigenum f. hollandica* nannte. Infektionsversuche mit diesem Stamm auf *Phaseolus vulgaris* waren größtenteils erfolglos, nur auf einer Pflanze der Rasse „Round Pod Kidney Wax" entstanden Anthraknosen. Reisolierungen mit Konidien führten zu zwei neuen Stämmen, die vom Mutterstamm durch ein etwas langsameres Wachstum, durch größere Konidien und durch eine veränderte Virulenz abwichen, aber nicht mit *Colletotrichum lindemuthianum* übereinstimmten. Die beiden Reisolierungen vermochten auf Äpfeln und Tomaten eine im Vergleich zum Ausgangsmaterial nur geringe Fäule zu verursachen. Einer der Stämme erwies sich dagegen als virulent für verschiedene Bohnenrassen, die stark erkrankten und teilweise abstarben. Auf der Pflanze stimmte der Pilz völlig mit *C. lindemuthianum* überein; reisoliert zeigte er wieder die Kulturmerkmale des Ausgangsmaterials.

BÖHNI (1949) führte Infektionsversuche auf Früchten in Feuchtschalen aus. Diese waren auch mit einem von *Phaseolus* isolierten *Gloeosporium* auf Kirschen, Tomaten und Äpfeln erfolgreich. Von *Prunus, Sambucus, Vitis, Pirus* und *Solanum lycopersicum* isolierte *Gloeosporien* gingen anderseits auf frische Gartenbohnen über. Infektionsversuche auf jungen Pflanzen mit von Kirschen isolierten Stämmen von *G. fructigenum* hatten dagegen keinen Erfolg.

WOLLENWEBER und HOCHAPFEL (1949) erhielten Fruchtfäulen auf *Pirus malus* und *Cydonia vulgaris* mit *Colletotrichum*-Stämmen, die sie von *Clematis, Prunus, Rubus* und *Ficus* isoliert hatten. RAMSEY, SMITH und HEIBERG (1951) erhielten eine Fäule auf Äpfeln und anderen Früchten mit von *Gossypium* und von Pfirsichen isolierten Stämmen; dagegen mißlangen die mit einem von *Musa* isolierten Pilz ausgeführten Versuche.

WEIMER (1943) und WEIMER und DUNEGAN (1949) bewiesen die Identität eines Anthraknosen-Pilzes auf Lupine mit einer auf Pfirsich-Früchten parasitierenden Form durch kreuzweise Infektionsversuche und nannten ihn *Glomerella cingulata*. Einen Perithecien und Acervuli bildenden Stamm fand WEIMER (1946) ferner als Ursache einer Anthraknose von *Lespedeza*.

Eigene Infektionsversuche sollten vor allem das Verhältnis von *Glomerella cingulata* zu *Colletotrichum lindemuthianum* klären. Mit von verschiedenen Bohnenrassen isolierten Stämmen dieses Pilzes wurden mehrmals Äpfel der Sorte Cox Orange Pippin und Orangen durch Stichwunden infiziert. In einem einzigen Falle entstand auf diesen Früchten eine Fäulnis. Ein von der

Bohne „Kieviet" isolierter Stamm hatte auf zwei von vier Äpfeln und auf drei von vier Orangen nach vier Wochen 3—5 cm große Faulstellen verursacht. In diesen konnten keine Acervuli gefunden werden; auch die durch Reisolierung von Myzel erhaltenen Reinkulturen blieben steril, zeigten aber die dunkle Farbe und das langsame Wachstum des Ausgangsmaterials. Von *Vanilla, Coelogyne, Solanum, Cissus, Musa, Rhododendron, Erica* und *Juglans* isolierte Konidien-Stämme von *Glomerella cingulata* verursachten auf den erwähnten Früchten ebenfalls eine Fäulnis.

Wechselnd war der Erfolg bei der Infektion von jungen Bohnenpflanzen mit von verschiedenen Wirtspflanzen isolierten Stämmen von *Glomerella cingulata*. Diese gelang nicht mit von Früchten, z. B. von *Pirus, Citrus, Juglans* oder *Solanum* isolierten Stämmen. Ein von einer im Warmhaus gezogenen *Vanilla-odorata*-Pflanze isolierter Stamm verursachte dagegen auf jungen Pflanzen von *Phaseolus vulgaris* eine typische Anthraknose der Stengel. Der Pilz sporulierte, wurde reisoliert und für weitere Passagen auf der Bohne verwendet. Dabei behielt er seine Virulenz, zeigte aber auch nach vier Passagen nach der Reisolierung seine ursprünglichen Kulturmerkmale, nämlich ein lockeres, hellgraues Myzel und ein im Vergleiche mit *Colletotrichum lindemuthianum* schnelles Ausbreitungsvermögen. Ähnliche Resultate wurden auch mit einem von *Coelogyne dayana* isolierten Stamm von *Glomerella cingulata* erzielt.

f) Abweichende Formen

Im morphologischen Bau der Acervuli und Konidien läßt sich *Colletotrichum lindemuthianum* von der Konidienform von *Glomerella cingulata* nicht unterscheiden. Auch sind die beiden Pilze, wie die oben beschriebenen Infektionsversuche zeigen, nicht scharf auf ihre Wirtspflanzen spezialisiert, wohl aber mehr oder weniger stark an diese angeglichen, gewöhnt.

Glomerella cingulata muß daher als Grundart, *Colletotrichum lindemuthianum* als spezialisierte Form angesehen werden. Mehrere derartige, mehr oder weniger an bestimmte Nährpflanzen angeglichene Formen unterscheiden sich von der Grundart durch bestimmte Wachstumseigenschaften in Reinkultur. Von den meisten dieser Formen ist bisher ferner die Ascusform nicht oder nicht mit Sicherheit bekannt geworden. Deshalb und auch aus praktischen Gründen erscheint es als wünschenswert, für diese Formen ihre bisherigen Artsnamen zu verwenden. Es handelt sich hier hauptsächlich um folgende Pilze:

aa) *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et. Magn.) Bri. et. Cav.

Syn.: *Gloeosporium lindemuthianum* Sacc. et Magn. — Michelia **1**, 129 (1880)
Colletotrichum lindemuthianum (S. et M.) Bri. et Cav. — Funghi Parass. no. 50 (1889)
Gloeosporium socium Sacc. — Bull. Soc. Myc. France **12**, 71 (1896)

Auf *Phaseolus vulgaris* verursacht dieser Pilz auf Stengeln, Blattstielen und Hülsen eine Anthraknose, auf den Blättern eine vor allem unterseits sichtbare Rotverfärbung der Blattnerven. Die auf der Pflanze gebildeten

Acervuli sind in vielen Fällen kahl, können aber auch mehr oder weniger reichlich mit Borsten besetzt sein.

Der Pilz wird mit dem Saatgut übertragen. In den befallenen Samen wuchert das Myzel in und unter der Epidermis in meist verfärbten Flecken. Beim Keimen der Bohnen entstehen auf den Samenlappen oder auf den jungen Stengeln Anthraknosen. In diesen entwickeln sich in Acervuli die Konidien, die durch Regenspritzer auf gesunde Pflanzen gelangen und dort Neuinfektionen verursachen. Die beste Bekämpfung der Krankheit beruht daher auf der Gewinnung von *Colletotrichum*-freiem Saatgut.

Die Züchtung resistenter Bohnenrassen hatte bisher wenig Erfolg, da sich der Pilz jeweils an die neuen Rassen anzugleichen vermochte. Für *Colletotrichum lindemuthianum* werden in der Literatur zahlreiche „physiologische Rassen“ angegeben, die sich oft auch durch bestimmte, morphologische Kulturmerkmale auszeichnen (z. B. Barrus, 1921; Leach, 1923; Schaffnit und Böning, 1925; Frandsen, 1953). Hierbei handelt es sich um Klone, die auf ein bestimmtes Sortiment von Bohnenrassen verschieden reagieren. Die Zahl der physiologischen Rassen steigt jeweils mit der Zahl der bei den Untersuchungen verwendeten Pilzstämme und mit der Zahl der getesteten Bohnenrassen.

Bei eigenen Infektionsversuchen erwies sich die Bohnenrasse „Kieviet Bulten“ für sieben von anderen Rassen isolierten Klonen von *Colletotrichum lindemuthianum* als resistent. Einer dieser Klone verursachte dagegen auf der Rasse „Wachs Mont D'Or“ eine Anthraknose. Ein durch Reisolierung erhaltener neuer Klon vermochte auch die Bohnenrasse „Kieviet Bulten“ anzugreifen und erwies sich nach erneuter Reisolierung für diese Rasse als sehr virulent.

Die Perithecienform des Pilzes wollen Shear und Wood (1913) gefunden haben; sie gaben ihr den Namen *Glomerella lindemuthianum*. Späteren Untersuchern gelang es trotz vielen Versuchen nicht mehr, den Pilz zur Bildung von Perithecien zu veranlassen. Deshalb werden die Angaben von Shear und Wood heute allgemein bezweifelt (z. B. Edgerton, 1915; Muller, 1927).

In Reinkultur besitzt *C. lindemuthianum* ein im Verhältnis zu den typischen Formen von *Glomerella cingulata* langsameres Wachstum. Bei eigenen Versuchen auf Kirschenagar in Petrischalen wuchs *C. lindemuthianum* mit einem dunklen, fast schwarzen Myzel, das bei 24 °C einen täglichen Zuwachs von im Mittel 2—3 mm hatte. Dagegen hatten die Kulturen von *Glomerella cingulata* eine hellere, graue Farbe und breiteten sich täglich um 5—7 mm aus. In älteren Kulturen von *C. lindemuthianum* traten häufig Sektoren mit einem weißen Luftmyzel auf. Die in Kultur beobachteten Acervuli waren gewöhnlich reichlich mit Setae besetzt; über ihnen sammelten sich die 11—19 × 4—6 μ großen Konidien in kleineren, rötlichen Schleimtröpfchen.

bb) *Colletotrichum orbiculare* (Berk. et Mont.) v. Arx

Syn.: *Gloeosporium orbiculare* Berk. et Mont. — Plant Portug. Welw. p. 7 (1853)
Myxosporium orbiculare Berk. — Outl. Brit. Fung. p. 325 (1860) p. p.

Fusarium lagenarium Pass. — Erg. critt. ital. **2**, no. 148 (1868)
Gloeosporium lagenarium (Pass.) Sacc. et Roum. — Rev. Mycol. **2**, 201 (1880)
Colletotrichum lagenarium (Pass.) Ellis et Halst. — Bull. Torr. bot. Club **20**, 250 (1893)
Colletotrichum lagenarium (Pass.) Died. — Krypt. Fl. Brandenbg. **9**, 817 (1915)
? *Fusisporium lagenariae* Schw. — Trans. Amer. Phil. Soc., n. s., **4**, 275 (1834)
Colletotrichum bryoniae Maire — Bull. soc. hist. nat. Afr. Nord p. 183 (1917)
Gloeosporium cucurbitarum Berk. et Br. — Transact. Linn. Soc. sér. 2, **2**, 68 (1882)
Colletotrichum oligochatum (Sacc.) Cav. — Rev. Mycol. **11**, 173 (1889)
Gloeosporium reticulatum Roumeg. — Rev. Mycol. **2**, 169 (1880)
Macrophoma sheldonii Rodigin — Morbi. Plant. Leningrad **17**, 153 (1928) (vgl. Potebnia, 1910, von Arx, 1957)

Wie man sieht, wurde dieser Pilz mehrmals beschrieben; die verschiedenen „Arten“ wurden aber nie kritisch miteinander verglichen und gegeneinander abgegrenzt. In der neueren Literatur wird er meistens als *C. lagenarium* bezeichnet. Gültig ist der Name *G. orbiculare,* was aus der Untersuchung des betreffenden Typus-Materials hervorgeht.

Der Pilz verursacht auf zahlreichen Cucurbitaceen Blattflecke und besonders auf den Früchten eine Anthraknose. Von ihm wurden einige Kulturen untersucht. Der Pilz hat gewöhnlich eine dunkle Myzelfarbe und bildet wenig Luftmyzel. Die Konidien maßen im Mittel 12—19 × 4—6 μ und stimmten in ihrer Form genau mit denen von *Glomerella cingulata* überein. Von einer Melone wurde eine typische Form von *Glomerella cingulata* mit hellem Luftmyzel isoliert. Dieses verursachte auf Äpfeln eine Fäulnis. Infektionsversuche mit zwei von Gurken isolierten, typischen Stämmen von *C. orbiculare* auf jungen Bohnenpflanzen blieben ohne Erfolg. Dagegen erkrankten die zur Kontrolle verwendeten Gurken-Sämlinge, und auf Äpfeln verursachten beide Stämme eine Fäulnis.

Stevens (1931) erhielt in mit ultraviolettem Licht bestrahlten Kulturen Perithecien ohne reife Asci und nannte den Pilz *Glomerella lagenarium.* Watanabe und Tamma (1952) beobachteten in ihren Kulturen Perithecien mit Asci und Ascosporen. Sie gaben dem Pilz den Namen *Glomerella lagenaria* (vgl. auch Eriksson, 1915; Gardener, 1918; Orton und Meier, 1922; Rodogin, 1937).

cc) *Colletotrichum musae* (Berk. et Curt.) v. Arx.

Syn.: *Myxosporium musae* Berk. et Curt. — Grevillea **3**, 13 (1874)
Gloeosporium musarum Cke. et Mass. — Grevillea **16**, 3 (1887)

Diese Form bildet kleine, kahle Acervuli und ist in der Literatur unter dem Namen *Gloeosporium musarum* bekannt. Von der Konidienform von *Glomerella cingulata* läßt sie sich nur durch das im allgemeinen schnellere Wachstum des Myzels in Reinkultur unterscheiden. Auf Kirschenagar in Petrischalen beträgt der tägliche Zuwachs bei 24° C 8—10 mm, bei *Glomerella cingulata* dagegen 5—7 mm. Bei *C. musae* scheinen die Konidien im Verhältnis zur Länge auch etwas breiter zu sein. Sie wurden im Mittel 12—18 × 4,5—6,5 μ groß gefunden. Infektionsversuche auf Äpfeln, Oran-

gen und Tomaten waren mit gewissen von Bananenschalen isolierten Stämmen erfolgreich, mißlangen aber mit anderen.

Neben dieser Form, die außer auf Bananen auch auf anderen tropischen Früchten (z. B. *Mango)* vorzukommen scheint, wurden aus schwarz verfärbten Faulstellen von Bananen auch typische Formen von *Glomerella cingulata* isoliert, die sich durch ein etwas langsameres Wachstum auszeichneten. Bei einer derartigen Form beobachtete KRÜGER (1913) reife Ascusfrüchte. Auch WARDLAW (1935) fand Perithecien und identifizierte diese mit *Glomerella cingulata,* als deren Konidienform er *G. musarum* betrachtete.

dd) *Colletotrichum malvarum* (A. Br. et Casp.) Southw.

Syn.: *Steirochaete malvarum* Braun et Casp. — Krankh. Pfl. p. 28 (1890)
Colletotrichum malvarum (Br. et Casp.) Southw. — J. of Mycol. **6**, 116 (1890)
Colletotrichum althaeae Southw. — J. of Mycol. **6**, 46 (1890)
Gloeosporium malvae Sydow — Hedwigia **38**, (190) (1899)
Colletotrichum magnusianum Bresad. — Fungi Trid. **2**, 45 (1892)

Von dieser Form konnte nur getrocknetes Material untersucht werden. Sie verursacht auf Blättern verschiedener *Malvaceae* meist kleinere, nur wenige Millimeter große, begrenzte Blattflecke. Im Bau der mit Borsten besetzten Acervuli und der 12—24 × 4—6 μ großen Konidien ist sie von der Konidienform von *Glomerella cingulata* nicht zu unterscheiden. Eine zugehörige Ascusform ist bisher nicht bekannt geworden.

ee) *C. gnaphalii* Syd.-Ann Mycol. **37**, 419 (1939)

Diese auf *Gnaphalium spicatum* in Südamerika gefundene Form verursacht kleine Blattnekrosen und zeichnet sich durch kürzere, nur 8—15 × 4—6 μ große Konidien aus.

ff) *C. psoraleae* (Peck) v. Arx

Syn.: *Gloeosporium psoraleae* Peck. — New York State Mus. Bull. **157**, 48 (1911/12)

Diese in Nordamerika gefundene Form verursacht auf Blättern von *Psoralea esculenta* 0,5—1 mm große oder durch Zusammenfließen größere, rundliche, braune, runzlige Nekrosen. In diesen etwickeln sich epiphyll die flachen, 150—250 μ großen, kahlen Acervuli. Auf dem untersuchten Herbarmaterial wurden die Konidien 15—20 × 4—5,5 μ groß gefunden.

gg) *Colletotrichum helichrysi* (Wint.) v. Arx

Syn.: *Gloeosporium helichrysi* Wint. — Hedwigia **24**, 34 (1885)

Diese in Südafrika gesammelte Form verursacht auf Blättern von *Helichrysum petiolatum* kleine, blattoberseits kaum sichtbare Nekrosen. Unterseits entstehen die als schwarze Flecke sichtbaren, 120—250 μ großen, kahlen Acervuli. Die Konidien sind 15—19 × 4,5—6 μ groß.

hh) *Colletotrichum trifolii* Bain et Essary-J. of Mycol. **12**, 193 (1906)

Diese Form verursacht nach den Angaben von Wollenweber und Hochapfel (1949) auf verschiedenen Leguminosen eine Anthraknose. Als Wirte werden verschiedene *Trifolium*- und *Medicago*-Arten, ferner *Melilotus albus*, *Ornithopus sativus* und *Trigonella coerulea* angegeben. Selbst untersucht wurden zwei von *Serradella* isolierte Stämme. Diese zeichneten sich durch ein dunkles, sich langsam ausbreitendes Myzel aus; die Konidien maßen 12—16 × 4—5 μ (im Mittel 13,5 ×4,5) und paßten auch sonst gut zur Konidienform von *Glomerella cingulata*. Tiffany und Gilman (1954) gaben für amerikanische Formen des Pilzes kleinere Konidienmaße.

ii) *Glomerella miyabeana* (Fukushi) v. Arx (comb. nov.)

Syn.: *Physalospora miyabeana* Fukushi — Ann. Phytopath. Soc. Japan **1**, 100 (1921)

Diese Form verursacht auf *Salix*-Arten eine Anthraknose, Zweigdürre und Blattflecken (vgl. Nattrass, 1928). Auf den befallenen Teilen entstehen gleichzeitig Perithecien und kahle Acervuli. Morphologisch lassen sich diese von *Glomerella cingulata* nicht unterscheiden. Untersucht wurde frisch gesammeltes Material auf *Salix americana* und *S. purpurea*. In Reinkulturen bildet der Pilz ein hellgraues Luftmyzel und in Haferflocken- oder Bohnenagar einen roten Farbstoff. Sporulation trat aber nur spärlich auf.

2. *Colletotrichum crassipes* (Speg.) v. Arx

Syn.: *G. crassipes* Speg. — Ampel. italici p. 405 (1878)
G. agaves Syd. — Ann. mycol. **5**, 362 (1907) (!)
C. concentricum Massee p. p. — Bull. bot. Gard. Kew. p. 198 (1913) (!)
G. crataegi Hollos. — Ann. Mus. Nat. Hung. **4**, 368 (1906)
G. columbrinum Sacc. — Bol. Soc. Broteriana **21**, 8 (1904/05) (!)
C. echinatum Massee — Kew Bull. **7**, 257 (1906)
C. grossulariae Jacz. — Bull. Soc. Myc. France **22**, 124 (1906)
C. kiotoense Hemmi et Nojima — Mem. Coll. Agr. Kyoto Imp. Univ. **3**, 2, 26 (1927)
C. lobeliae F. L. Stevens — Transact. Illin. Ac. Sci. **10**, 198 (1917)
C. macrosporum Sacc. — Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. **35**, 130 (1896)
G. medinillae Verpl. et Claess. — Natuurwet. Tijdschr. **16**, 15 (1934)
G. orchidearum Karst. et Har. — J. de Botanique **4**, 360 (1890)
G. phaji Maubl. — Bull. Soc. Myc. France p. 67 (1906)
C. passiflorae Speg. — Fungi Argent. novi vel crit. p. 328 (1899)
G. perseae-drymifoliae Calvino — Costa Azzur. Agr. Flor. **18**, 55 (1938)
C. servazii Gallucei-Rangone — Ann. Sper. Agr., N. S., **9**, 3, suppl. p. 11 (1955)
C. sordidum Davis — Transact. Wisc. Ac. **18**, 265 (1915)
C. vinosum P. Henn. — Hedwigia **44**, 176 (1905)

Diese Art wurde auf *Oncidium excavatum* (absterbenden, alten Blättern), *Sansevieria zeylanica*, *Agave spec.* (Blattflecken) und *Solanum lycopersicum* (faulenden Früchten) gefunden und in Kultur genommen. Als Herbarmaterial wurde sie auf *Sansevieria*- und *Agave*-Blättern, auf vertrockneten *Vitis*- und *Ribes*-Früchten, ferner auf Zweigen von *Populus spec.* untersucht.

Bei dieser Art sind die Konidien im Mittel 22—31 × 6—8 μ groß, hyalin oder seltener schwach gelblich-grau und bilden in Massen weißliche, cremefarbige bis hell ockerbraune, schleimige Tröpfchen. Die besonders nach der Keimung am Myzel entstehenden Appressorien sind meist im Umrisse unregelmäßig, gewöhnlich gelappt und 8—12 μ groß (vgl. Abb. 6). Die Acervuli sind in Form und Größe sehr variabel. In den meisten Fällen sind sie ziemlich groß und bilden dunkle Krusten. Sie können kahl oder auch mit einzelnen Setae besetzt sein; eine Deckschicht kann fehlen oder sie ist nur unvollständig ausgebildet (vgl. Abb. 5).

Die erhaltenen Reinkulturen stimmten in ihren Kulturmerkmalen weitgehend überein. Der Pilz bildet nur ein spärliches Luftmyzel, dagegen erhalten die den Agar durchziehenden Hyphen bald eine dunkle Farbe. Vor allem in stärkehaltenden Agarböden entstanden reichlich Konidien, die sich über den dunklen Acervuli in weißlichen Schleimtröpfchen sammelten.

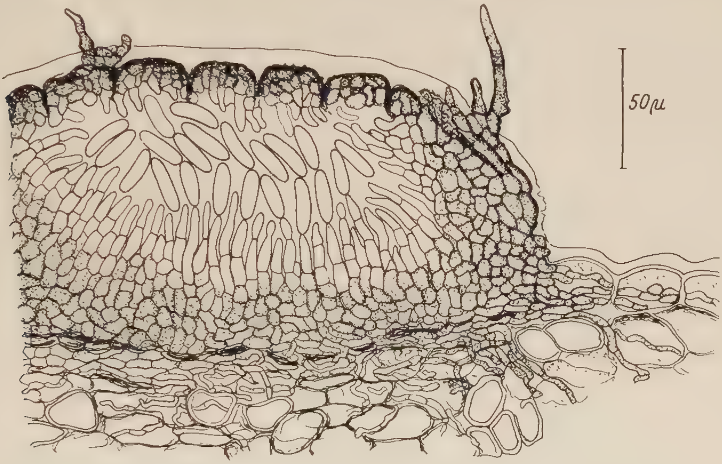

Abb. 5. Schnitt durch einen in Blattflecken auf *Sansevieria zeylanica* gewachsenen Acervulus von *Colletotrichum crassipes*

Mit dem von *Oncidium excavatum* isolierten Stamm wurden erfolgreiche Infektionsversuche durchgeführt. Auf Äpfeln, Orangen und Tomaten verursachte der Pilz nach Wundinfektionen eine sich schnell ausbreitende Fäulnis. Nach einigen vergeblichen Versuchen gelang auch eine Infektion von jungen Bohnenpflanzen der Rasse „Conserva zonder draden". In den entstandenen Anthraknosen sporulierte der Pilz reichlich. So konnte er leicht reisoliert und für weitere Infektionsversuche verwendet werden. In den Reisolierungen nach der dritten Passage auf der erwähnten Bohnenrasse fanden sich neue Formen, die sich durch kleinere Konidien und ein helles Luftmyzel auszeichneten. Sie stimmten gut mit der Konidienform von *Glomerella cingulata* überein. Bei der fünften Passage neu entstandene Formen stimmten in ihren Merkmalen gut mit *Colletotrichum lindemuthianum* überein. Eine mit *Glomerella cingulata* übereinstimmende, neue Form wurde auch durch Sektorbildung einer Einspor-Kultur in einer Petrischale erhalten.

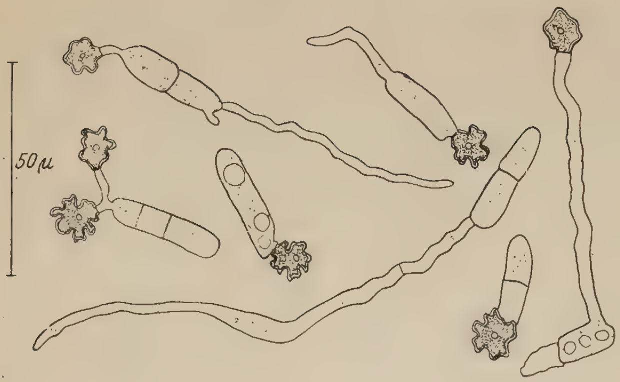

Abb. 6. Gekeimte Konidien mit Appressorien von *Colletotrichum crassipes*

Eine Ascusform von *C. crassipes* wurde bisher nicht beobachtet. Der von *Oncidium*-Blättern isolierte Stamm wuchs auf diesen in Gesellschaft einer *Glomerella.* Diese wurde ebenfalls isoliert und bildete anfangs in Reinkultur Perithecien, war aber bald steril.

3. *Colletotrichum lini* (Westerd.) Tochinai

Syn.: *G. lini* Westerdijk — Phytopath. Lab. „W. C. S." Baarn, Jaarversl. 1915
C. lini (Westerd.) Tochinai — J. Coll. Agr. Hokkaido Imp. Univ. **14**, 176 (1926)
C. lini Manns et Bolley — N. Dakota Agr. Exp. Stat. Bull. p. 259 (1932)
C. linicola Pethybr. et Laff. — Sci. Proc. R. Dublin Soc., n. s., **15**, 368 (1918)

Diese auf *Linum usitatissimum* parasitierende Art befällt die Samen und bringt vor allem die Keimpflanzen zum Absterben. Auf diesen verursacht sie eine Braunverfärbung der Blättchen und Stengel. Die Acervuli werden in den befallenen Teilen der jungen Pflanzen und im Sommer und Herbst auf dem Stroh der alten Pflanzen angelegt (vgl. z. B. Muskett und Colhoun, 1947).

Kolonien des Pilzes in Reinkultur besitzen ein ziemlich großes Ausbreitungsvermögen. Auf Kirschenagar in Petrischalen beträgt der tägliche Zuwachs bei 24⁰ C 4—5 mm. Die Kolonien haben eine braunrote oder dunkelbraune Farbe. Die zahlreich in den von Saat isolierten Kulturen entstandenen Acervuli waren klein, kahl oder mit einigen Borsten besetzt. Die auch am Myzel abgeschnürten Konidien waren oft gebogen, oft beidends schwach verjüngt, aber nicht zugespitzt, verhältnismäßig schlank und 15—19 × 3—4,5 μ groß.

Bei Infektionsversuchen durch Bestäuben mit einer Konidiensuspension erkrankten die jungen Flachspflanzen der Sorte „Concurrent", dagegen ging der Pilz nicht auf Gartenbohnen, Serradella und Rotklee über. Auf Äpfeln und Orangen verursachte er nach Beimpfen mit Konidien keine Fäulnis, wohl aber auf reifen Tomaten, auf denen er dann reichlich sporulierte.

Ray (1945) hat zahlreiche Flachs-Varietäten auf ihre Resistenz gegenüber *C. lini* geprüft. Eine Ascusform des Pilzes ist noch nicht bekannt geworden.

4. *Colletotrichum destructivum* O'Gara

Syn.: *C. destructivum* O'Gara — Mycologia **7**, 37 (1915)
C. sativum Horn. — Phytopathol. **42**, 670 (1952)

Diese Art parasitiert auf *Trifolium pratense,* sowie auf anderen *Trifolium*-Arten, auf *Medicago sativa, Glycine max, Vicia-* und *Melilotus-*

Arten, ferner auf anderen Phanerogamen. Tiffany und Gilman (1954) beobachteten sie z. B. auf *Bromus inermis*. Besonders auf Stengeln und Blattstielen der genannten Pflanzen verursacht sie unscharf begrenzte, braune Flecke.

Nach den Angaben von Tiffany und Gilman (1954) zeichnet sich die Art durch kleine, nur 25—70 μ große, meist mit Setae besetzte Acervuli und durch die geraden oder nur schwach gekrümmten, beidends verjüngten und dann abgerundeten, 14—22 × 3—4,5 μ großen Konidien aus.

Chilton (1943) untersuchte mehrere von *Trifolium* isolierte Stämme. Aus Sektoren von Einspor-Kulturen isolierte er abweichende Formen, die sich vor allem durch ihr Sporenbildungsvermögen unterscheiden ließen. Die neu entstandenen Typen behielten ihre Eigenschaften während zehn Einspor-Generationen.

5. *Colletotrichum fuscum* Laub.

Syn.: *C. fuscum* Laubert — Gartenwelt **31**, 674 (1927)
C. digitalis Moesz. — Bot. Közlemenyek **28**, 161 (1931)
C. digitalis Unamuno — Rev. Acad. Cien. Madrid **30**, 460 (1933)
(vgl. Goto, 1938; *Gloeosporium digitalis* Rostr. gehört nicht hierher, sondern ist mit *Ascochyta digitalis* Fuck. identisch)

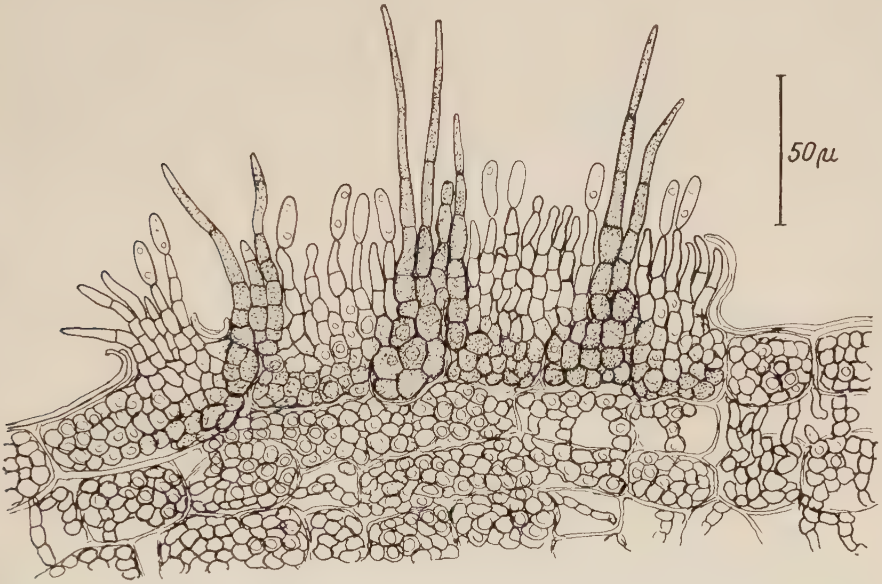

Abb. 7. Schnitt durch einen Acervulus von *Colletotrichum fuscum* (auf Blättern von *Digitalis lanata* gewachsen)

Diese Art verursacht auf Blättern verschiedener *Digitalis*-Arten (z. B. *Digitalis lanata*) kleine, blasenförmige, beiderseits sichtbare Hypertrophien, welche sich purpurrot oder bräunlich verfärben und in denen das Wirts-

gewebe später abstirbt, so daß kleine Blattflecke entstehen. In den Hypertrophien sind die etwas aufgeblasenen Mesophyll- und Epidermiszellen von einem hyalinen, zelligen Geflecht des Pilzes erfüllt, während in den Interzellulären und Atemhöhlen zahlreiche hyaline Hyphen wuchern. Bereits im noch lebenden Blattgewebe der Hypertrophien werden die Acervuli in der Epidermis meist auf der Blattunterseite angelegt. Gewöhnlich entstehen mehrere kleine Acervuli von 35—80 μ Größe, diese verschmelzen aber bald und bilden dann ein einziges, unscharf begrenztes Lager von 300—500 μ Durchmesser (vgl. Abb. 7). Zwischen den farblosen oder unten bräunlichen Konidienträgern finden sich meist zahlreiche Setae. Die Konidien sind länglich ellipsoidisch oder zylinderförmig, meist gerade und beidends abgerundet und messen 14—22 × 3—4 μ. Die an keimenden Konidien beobachteten Appressorien waren meist rundlich.

Im Gegensatz zu Spilsbury (1955) wurde in Reinkulturen besonders auf Hafermehlagar und auf sterilisierten Bohnen eine reichliche Konidienbildung, ferner zahlreiche Chlamydosporen beobachtet. Diese und sklerotiale, pseudoparenchymatische Gebilde gaben den Kulturen eine dunkle Farbe. Stromatische Komplexe brauner Zellen wurden auch auf der Wirtspflanze in alten Acervuli beobachtet, wo sie sich oberflächlich an Stelle der Konidienträger entwickelt hatten und an deren Rand oft auf braunen Trägerhyphen dunkle Chlamydosporen saßen.

Abb. 8. Gekeimte Konidien von *Colletotrichum fuscum*

Nach den Angaben von Thomas (1949) befällt der Pilz die Saat und wird mit dieser übertragen.

6. *Colletotrichum fusarioides* (Ellis et Kell.) O'Gara

Syn.: *G. fusarioides* Ellis et Kellerm. — J. of Mycol. **1**, 3 (1885)
C. fusarioides (Ellis et Kellerm.) O'Gara. — Mycologia **16**, 169 (1924)
C. salmonicolor O'Gara — Mycologia **7**, 40 (1915)

Diese bisher nur aus Nordamerika bekannte Art verursacht auf *Asclepias*-Arten kleine, 1—3 mm große, dunkelbraune Blattnekrosen oder Hypertrophien. Die in diesen meist einzeln epiphyll in der Epidermis heranwachsenden Acervuli werden 200—450 μ groß. Gewöhnlich sind sie mit einigen, oft fast hyalinen Setae besetzt. Die zylindrischen, oft etwas unregelmäßigen, beidends abgerundeten Konidien messen 18—32 × 4,5—6 μ.

Von dieser Art konnte nur getrocknetes Material untersucht werden.

7. ***Colletotrichum phyllachoroides*** **(Ellis et Everh.) v. Arx**

Syn.: *G. phyllachoroides* Ellis et. Everh. — North Americ. Fungi no. **3071** (1893)
G. heterophyllae Ellis et Everh. — J. of Mycol. **10**, 169 (1904)

Diese Art wurde in Nordamerika auf Blättern von *Artemisia*-Arten gesammelt. Auf diesen verursacht sie 1—2 mm große, nekrotische Flecke. In diesen entwickeln sich die krustenförmigen Acervuli epiphyll streng intraepidermal. Die Konidien sind länglich zylindrisch, beidends abgerundet oder verjüngt, gerade oder gebogen und 18—24 × 4—6,5 μ groß.

C. phyllachoroidesi steht *C. fusarioides* und *C. fuscum* sehr nahe. Die Arten unterscheiden sich vor allem in der Größe ihrer Konidien.

8. ***Colletotrichum paludosum*** **(Ellis et Galw.) v. Arx**

Syn.: *G. paludosum* Ellis et Galw. — J. of Mycol. **6**, 32 (1890)

Dieser in Nordamerika gefundene Pilz verursacht auf Blättern von *Peltandra virginia* 0,3—1 cm große, helle, oft zonierte und berandete Blattflecke. Er steht *C. crassipes* sehr nahe, unterscheidet sich aber durch kleinere, 150—250 μ große, flache Acervuli. Die 12—18 μ dicke Basalschicht ist fleischig, hyalin oder gelblich. Die zylindrischen oder länglich ellipsoidischen, beidends abgerundeten Konidien wurden auf dem untersuchten Herbarmaterial 18—28 × 6—8 μ groß gefunden.

9. ***Colletotrichum atramentarium*** **(Berk. et Br.) Taubenh.**

Syn.: *Vermicularia atramentaria* Berk. et Br. — Ann. Mag. Nat. Hist. **5**, 378 (1850)
C. atramentarium (B. et B.) Taubenh. — Mem. N. Y. Bot. Gard. **6**, 549 (1916)
C. biologicum Chaudhuri — Ann. Bot. **38**, 735 (1924)
Vermicularia eupyrena Sacc. — Michelia **2**, 563 (1880)
C. lycopersici Chester — Bull. Torr. bot. Club **18**, 371 (1891)
Vermicularia orthospora Sacc. et Roum. — Michelia **2**, 630 (1880)
C. orthosporum (Sacc. et Roum.) Dickson — Mycol. **17**, 216 (1925)
Phellomyces sclerotiophorus Frank — Ber. deut. bot. Ges. **16**, 273 (1898)
Sclerotium setosum Bewley et Shearn — 8th Ann. Rep. Exp. Res. Sta. Cheshunt 34 (1916)
C. solanicolum O'Gara — Mycologia **7**, 39 (1915)
Rhizoctonia tabifica Hallier — Ztschr. Parasitenkunde **4**, 97 (1875)
C. tabificum (Hallier) Pethybr. — Transact. Brit. Myc. Soc. **6**, 109 (1918)
Vermicularia varians Ducomet — Ann. Ecole Nat. Agr. Rennes **2**, 24 (1908)
C. wahlenbergiae Duke — Transact. Brit. Myc. Soc. **13**, 177 (1928)
C. phomoidis auct. non Sacc. non Chester (z. B. MESSIAEN, 1955)

Diese weit verbreitete und polyphage Art ist vor allem als Bewohner absterbender Kartoffelpflanzen und als Ursache einer Trockenfäule der Knollen bekannt. Zur Hauptsache als Saprophyt kommt der Pilz ferner vor allem auf Stengeln von zahlreichen anderen Pflanzen, besonders von *Solanum-, Dahlia-, Brassica-, Cucurbita* oder *Clematis*-Arten vor.

Das befallene Substrat erscheint durch die mehr oder weniger dicht stehenden, schwarzen, kahlen oder häufiger mit Borsten besetzten, 200—600 μ großen, stromatischen Sklerotien schwarz punktiert oder erhält

durch eine regelmäßige Stromakruste eine dunkle Farbe. Neben den Sklerotien treten die sehr verschieden großen, meist mit Borsten besetzten Acervuli in den Hintergrund. In ihnen wie auch an den Sklerotien werden akrogen an stäbchenförmigen, meist kräftigen Trägern die zylindrischen beidends abgerundeten, gewöhnlich geraden, 16—24 × 3—5 μ großen Konidien abgeschnürt (vgl. Defago und Gasser, 1943; Wollenweber und Hochapfel, 1949; Schmiedeknecht, 1956).

Von *C. atramentarium* konnten frisches Material und zahlreiche Reinkulturen untersucht werden. Bei diesen handelte es sich vor allem um Isolierungen von Kartoffelstauden und Knollen; eine Kultur wurde von Cysten von *Heterodera rostochiensis* Wr., eine zweite aus der Luft, eine dritte von abgestorbenen Dahlia-Schäften und eine vierte von faulenden Tomaten isoliert.

Die untersuchten Reinkulturen stimmten fast vollkommen miteinander überein; auf Agarböden bildete der Pilz jeweils zahlreiche Sklerotien und vereinzelte Acervuli, dagegen meist wenig Konidien und nur ein spärliches Luftmyzel. In der von *Heterodera* isolierten Kultur wurde durch Sektorbildung eine Mutation erhalten, die sich durch dichtes, orangegelbes Luftmyzel, durch eine reichliche Konidienbildung und durch das Fehlen von dunklen Sklerotien, Stromakörpern und Setae auszeichnete. Ähnliche Neubildungen wurden von Bewley und Shearn (1924), Dickson (1923, 1925) und Chaudhuri (1924) bei demselben Pilz beobachtet.

C. atramentarium ist eine meist saprophytisch auf absterbenden Pflanzenteilen und auf Pflanzenresten lebende Art. Als Parasit schädigt sie vor allem in warmen und trockenen Sommern die unterirdischen Teile der Kartoffelstaude und verursacht dann ein durch Störung der Transpiration erfolgendes Welken oder Vergilben des Laubes und eine Verschrumpfung der Stengel und Knollen (Wenzl, 1950; Dickson, 1926). Diese Krankheit ist unter den Namen „tartrose" und „black dot-disease" bekannt geworden. Auf den Kartoffelknollen im Winterlager verursacht *C. atramentarium* ferner sogenannte Schalenflecke (Wenzl, 1955; Mooi, 1955), die einsinken können und dann oft in Trockenfäule übergehen.

Das Auftreten des Pilzes auf Warmhaus-Tomaten wurde vor allem von Bewley (1921) und MacNeill (1955) beschrieben.

Als Ursache einer Tomatenanthraknose wird *C. atramentarium* häufig als *C. phomoides* (Sacc.) Chest. bezeichnet (z. B. Messiaen, 1955; Kendrick und Walker, 1948; Pantidou und Schroeder, 1955, 1956). Dieser Name beruht aber auf einem Irrtum, da *Gloeosporium phomoides* Sacc. nach dem Originalexemplar eine *Phomopsis* ist (vgl. von Arx, 1957).

Bei dem in der Literatur als *C. phomoides* bezeichneten Pilz handelt es sich entweder um *C. atramentarium* oder um die Konidienform von *Glomerella cingulata*, die dann auch unter den Namen *Glomerella lycopersici* Krüg. und *Gloeosporium lycopersici* Krüg. bekannt wurde. Swank (1953) fand von einem von Tomaten isolierten, mit *C. phomvides* identifizierten Pilz die Ascusform und nannte diese *Glomerella phomoides*. Nach der Diagnose beurteilt handelte es sich hier aber um eine Form von *Glomerella cingulata*.

Dafür sprechen auch die auf Bohnen, Pfeffer und Äpfeln erfolgreichen Infektionsversuche.

Mit auf Tomaten gefundenen und als *C. phomoides* bezeichneten Formen gelang KENDRICK und WALKER (1948) eine Infektion von *Solanum melongena v. esculentum* und von *Capsicum annuum*, während PANTIDOU und SCHROEDER (1956) mit einem gleichartigen Pilz Blattflecke auf *Cucumis-* und *Cucurbita*-Arten erhielten.

10. *Glomerella tucumanensis* (Speg.) v. Arx et E. Müll.

Synonyme:

Physalospora tucumanensis Speg. — Rev. Agr. y Veter. La Plata p. 228 (1896)
Glomerella tucumanensis (Speg.) v. Arx et E. Müll. — Beitr. Krypt. fl. Schweiz **11, 1,** 195 (1954)
Glomerella sorghi Saccas — Agron. trop. Nogent, 9, 171 (1954)
Glomerella cingulata var. *sorghicola* Saccas — l. c. p. 169

Konidienform:

Colletotrichum graminicola (Ces.) Wilson

Synonyme:

Dicladium graminicola Ces. — Flora **35,** 398 (1852)
Steirochaete graminicola Sacc. — Syll. fung. **4,** 316 (1886)
C. graminicola (Ces.) Wilson — Phytopathology **4,** 110 (1914)
Colletotrichopsis graminicola (Ces.) Muntanola — Rev. argent. Agron. **19,** 220 (1952)
Vermicularia affinis Sacc. et Br. — Rev. Mycol. **7,** 208 (1885)
C. andropogonis Zimmerm. — Ber. Landw.-Forstw. Deutsch Ostafrika p. 13 (1904)
C. antarcticum P. Henn. — Deutsche Südpolar Exped. **8,** 15 (1906)
Psilonia apolospora Berk. et Curt. in Ravenal — Fungi Carol. exs. **3,** 83 (1855)
C. bromi Jennings — Texas Agr. Exp. Sta. Bull. **9,** 25 (1890)
Ellisiella caudata Sacc. — Michelia **2,** 147 (1880) (!)
C. caudatum (Sacc.) Peck — 35th Ann. Rep. N. Y. Mus. Nat. Hist. p. 139 (1884)
C. cereale Manns — Ohio Agr. Exp. Sta. Bull. p. 207 (1909)
Vermicularia culmigena Cke. in Ravenal — Fungi Amer. Exs. no. 531 (1881)
Vermicularia davalliana Bri. et Har. — Rev. de Mycol. **11,** 16 (1889)
Vermicularia discoidea Ellis et Langl. — J. of Mycol. **6,** 37 (1890)
C. falcatum Went — Arch. Java Suikerindustrie **1,** 265 (1893)
Vermicularia graminicola Westend. — Bull. Ac. Roy. Belge, sér. 2, **12,** (1861) (!)
Vermicularia graminum Bacc. — Nuovo G. Bot. Ital. **22,** 372 (1890)
Vermicularia holci Syd. — Hedwigia **38,** (137) (1899) (!)
C. holci (Syd.) Grove — J. Bot. **56,** 341 (1928)
C. janczevskii Namysl. — Bull. Ac. Sci. Cracovie p. 254 (1906)
C. lineola pachyspora Ellis et Kellerm. — North Americ. Fungi no. 2181 (1889)
G. lineolatum Sacc. — Michelia **2,** 146 (1880) (!)
Vermicularia lolii Fautr. — Rev. de Mycol. **13,** 131 (1891)
Vermicularia melicae Fuck. — Symb. Mycol., Nachtr. **2,** 81 (1873) (!)
C. metake Sacc. — Ann. Mycol. **6,** 557 (1908) (!)
Ellisiella mutica Winter — J. of Mycol. **1** (1885)
C. pamparum Speg. — Anal. Mus. Nac. Buenos Aires **20** (1910)
Vermicularia sanguinea Ellis et Halst. — J. of Mycol. **4,** 8 (1888) (!)
C. sanguineum Ellis et Halst. — North Americ. Fungi no. 3466 (1896) (!)
C. sublineola P. Henn. ap. Kabat et Bubak — Fungi imp. exs. no. 186 (1905)
C. sumbaviae Syd. — Ann. Mycol. **12,** 575 (1914) (!)
C. vermicularia Sacc. et Dearn. — Ann. Mycol. **10,** 313 (1912)

C. versicolor Sacc. — Flore Myc. Lusit. **12**, 14 (1903) (!)
C. zeae Lobik — Bull. N.-Caucas. Inst., Plant. Prot. Rost. Don. **1**, 2, 3 (1933) (?)

Diese in der Literatur am besten unter den Namen *Physalospora tucumanensis* Speg. (Carvajal und Edgerton, 1944), *Colletotrichum falcatum* Went (Abbott, 1938; Mundkur, 1949) und *C. graminicola* (Ces.) Wilson (Böning und Wallner, 1936; Chowdhury, 1936) bekannte Art parasiert vor allem auf zahlreichen größeren Gramineen, z. B. auf *Saccharum officinarum, Sorghum vulgare, S. halepense* und *Zea Mays,* ferner auf zahlreichen kleineren Gräsern. Sie scheint in mehrere an gewisse Gramineen angeglichene Formen zu zerfallen (vgl. z. B. Le Beau, 1950; Bruehl und Dickson, 1950). Oft ist der Pilz auch ein Saprophyt auf absterbenden Halmen. Er ist weit verbreitet und kommt sowohl in den Tropen und Subtropen wie in den gemäßigten Gebieten vor.

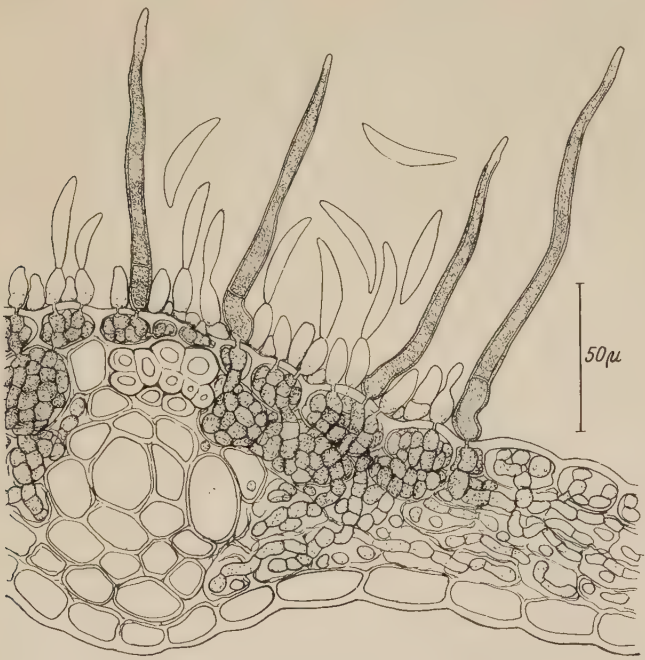

Abb. 9. Schnitt durch einen auf *Zea Mays* gewachsenen Acervulus von *Colletotrichum graminicola*

Glomerella tucumanensis verursacht Halm-Anthraknosen, kleinere oder größere Blattflecke, dunkle Verfärbungen oder eine beim Zuckerrohr als ‚red rot' bekannte Halmfäule. In den befallenen Partien entstehen meist zahlreiche mit Borsten besetzte Acervuli. Diese entstehen in und unter der Epidermis und erreichen einen Durchmesser von 70—300 μ (vgl. Edgerton und Carvajal, 1944). Die einer meist bräunlichen Basalschicht entspringenden Konidienträger durchwachsen die Epidermis-Außenwand und entwickeln sich oberflächlich. Sie sind zylindrisch, 8—20 × 4—8 μ groß und schnüren akrogen die hyalinen, einzelligen, beidends spitzlich verjüngten, meist sichelförmig gebogenen, 23—40 × 5,5—6,5, im Mittel 25 × 6 μ großen Konidien ab.

Die Ascusform wurde bisher nur gelegentlich auf toten Halmen und Blättern beobachtet. (Carvajal und Edgerton, 1944) und mit dem ursprünglich aus Argentinien als *Physalospora tucumanensis* Speg. beschriebenen Pilz identifiziert. Es handelt sich bei ihr um eine typische Art der Gattung *Glomerella.*

Infektionsversuche mit einem von Mais isolierten Stamm waren auf jungen Pflanzen von Mais und Roggen erfolgreich. In geringerem Maße wurden auch in Glastuben gezogene Weizen- und Gerstenpflanzen befallen, während Hafer, Spinat, Tabak, Tomaten und Zuckerrüben gesund blieben. Auf Äpfeln und Orangen verursachte der Pilz keine Fäulnis.

11. *Colletotrichum dematium* (Pers. ex Fr.) Grove und ihre Formen

Die Mehrzahl der als *Vermicularia* beschriebenen, saprophytisch lebenden Formen müssen als Synonyme zu dieser Art gestellt werden. Gelegentlich tritt *C. dematium* auch als Parasit auf und verursacht dann Fruchtfäulen, Blattflecke oder Anthraknosen. Diese gelegentlich parasitisch lebenden Formen sollten aber nicht als eigene Arten abgetrennt werden, da sie sich morphologisch von der Grundart nicht unterscheiden lassen und da über ihre biologische Spezialisierung noch wenig bekannt ist.

Synonyme:

(*C.* = *Colletotrichum*, *V.* = *Vermicularia*)

Sphaeria dematium Pers. — Synopsis p. 88 (1801)
V. dematium (Pers.) Fr. — Summa Veg. Scand. **2**, 420 (1849)
C. dematium (Pers.) Grove — J. of Botany **56**, 341 (1918)
C. ailanthi Tognini — Atti R. Ist. bot. Pavia, n. s., **5**, 16 (1895)
V. araliae Gutner — Acta Inst. Bot. Ac. Sci. URSS., Pl. crypt. **1**, 290 (1933)
V. bakeri Syd. — Ann. Mycol. **14**, 374 (1916) (!)
C. brassicae Schulz. et Sacc. — Rev. Mycol. **6**, 79 (1884) (!)
V. capsici Syd. — Ann. Mycol. **11**, 329 (1913) (!)
C. capsici (Syd.) Butl. et Bisby — The fungi of India p. 152 (1931)
C. carpophilum Kellerm. et Swingle — J. of Mycol. **4**, 94 (1888)
Fusarium chaetomium Wallr. — Fl. crypt. germ. **2**, 242 (1833)
Excipula chaetostroma Berk. et Br. — Ann. Nat. Hist., sér. **2**, **5**, 456 (1850)
C. chaetostromum (B. et B.) Duke — Transact. Brit. Myc. Soc. **13**, 180 (1928)
V. colchici Fuck. — Symb. mycol. p. 111 (1869)
V. compacta Cke. et Ellis — Grevillea **5**, 54 (1876) (!)
V. curcumae Syd. — Ann. Mycol. **11**, 329 (1913)
C. curvatum Briant et Martyn — Trop. Agric. **6**, no. 9 (1929)
C. dasturii Roy — J. Indian Bot. Soc. **27**, 101 (1948)
V. dianthi Westend. in Kickx — Fl. crypt. Flandr. **1**, 405 (1867) (!)
V. echinata Kirschst. — Ann. Mycol. **37**, 118 (1939)
V. erumpens Sacc. — Michelia **2**, 98 (1880) (!)
C. erumpens Sacc. — Syll. fung. **3**, 735 (1884)
Excipula eryngii Cda. — Icones fungorum **1**, 24 (1837)
V. eryngii (Cda.) Fuck. — Symb. mycol. p. 374 (1869) (!)
V. eryngii Desm. — Pl. crypt. France, sér. 1, no. 542 (1851) (!)
C. eryngii (Desm.) Duke — Transact. Brit. Myc. Soc. **13**, 170 (1928)
Volutella fructus Stev. et Hall — J. of Mycol. **13**, 97 (1907)
C. fructus (Stev. et Hall) Sacc. — Syll. fung. **22**, 1201 (1917)
C. gloriosae Verpl. et Claess. — Natuurwet. Tijdschr. **16**, 17 (1934)
C. hederae (Pass.) Died. — Krypt. Fl. Brandenburg **9**, 818 (1915) (!)
C. hedericola Laubert — Arb. K. Biol. Anst. Land-Forstw. **5**, 503 (1907)
V. herbarum Westend. — Herb. crypt. belge no. 393 (1841—59) (!)
V. heterochaeta Pass. — Atti R. Acc. Lincei Roma, Rendic. **4**, 2, 99 (1888)
C. hibisci Poll. — Atti Ist. Bot. Pavia, sér. 2, **5**, 16 (1896) (?)
C. imperatae Politis — Pragmat. Ak. Athen **4**, 35 (1935)

C. indicum Dastur — Indian J. Agr. Sci. **4**, 100 (1934)
C. iridis Kuhnh., Lordat et Barry — Bull. Soc. Myc. France **65**, 125 (1949)
V. leguminosarum Petr. — Hedwigia **74**, 76 (1935)
V. liliacearum Westend. — Prod. Fl. Batavae 2, 4, 113 (1866) (!)
C. liliacearum (West.) Duke — Transact. Brit. Myc. Soc. **13**, 172 (1928)
C. liliacearum Ferr. — Malpighia **16**, 35 (1902)
C. lilii Plakidas — Phytopathol. **34**, 568 (1944)
C. lineola Cda. in Sturm — Deutschl. Krypt. Fl. 3, 41, t. 21 (1838)
V. lineola (Cda.) Grove — Brit. Coelom. **2**, 241 (1937)
C. lobeliae Verpl. et v. d. Broecke — Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. 2, **19**, 91 (1936)
C. luzulae Toghashi et Onuma — Bull. Imp. Coll. Agr. For. **17**, 47 (1934)
C. lysimachiae Duke — Transact. Brit. Myc. Soc. **13**, 176 (1928)
Exosporium maculans Link — Linnaei Spec. Plant. 4, **2**, 123 (1825)
V. maculans (Link) Desm. — Plant. crypt. exs. no. 339 (1825—51)
C. maculans (Link) Dickson — Mycologia **17**, 214 (1925)
C. mali Woronichin — Monit. Jard. Bot. Tiflis **28**, 24 (1913)
Exosporium minutum Link — Linnaei Spec. Plant. 4, **2**, 122 (1825)
V. minuta (Link) Lib. — Plant. Crypt. Cent. **4**, no. 350 (1837)
C. minutum (Link) Dickson — Mycologia **17**, 216 (1925)
C. omnivorum Halst. — Rep. N. Jers. Agr. Sta. p. 293 (1891)
C. peckii (Sacc.) Davis — Transact. Wisc. Ac. Sci. Arts Lett. **24**, 296 (1929)
V. petiolicola Brun. — Sphaerops. Char. p. 39 (1889)
C. pithecolobii Roldan — Philipp. J. Sci. **60**, 120 (1936)
C. platani da Camara — Bol. Soc. Broteriana **25**, 21 (1910)
V. ranunculi Briard — Rev. Mycol. **11**, 16 (1889)
C. rhoinum Tassi — Bull. Lab. Orto Bot. Siena p. 232 (1899)
V. samaricola Sacc. ap. Syd. — Mycotheca germanica no. 714 (1908) (!)
C. sanguisorbae Bresadola — Hedwigia **33**, 208 (1894)
V. saponariae Allescher — Hedwigia **36**, (161) (1897)
V. schoenoprasi Auersw. et Fuck. — Symb. mycol. p. 110 (1869) (!)
C. solitarium Ellis et Barth. — Bull. Torr. bot. Club **24**, 467 (1897)
V. spaetiana All. ap. Sydow — Hedwigia **36**, (161) (1897)
C. smilacis Tehon — Mycologia **25**, 254 (1933) (?)
C. silphii Davis — Transact. Wisc. Ac. Sci. **19**, 686 (1919)
C. sumbaviae Syd. — Ann. Mycol. **12**, 575 (1914)
Sphaeria trichella Fr. — Syst. myc. **2**, 515 (1823)
V. trichella Fr. in Greville — Scot. Crypt. Fl. **2**, 345 (1824) (!)
Amerosporium trichellum (Fr.) Lind — Danish Fungi Rostrup p. 471 (1913)
C. trichellum (Fr.) Duke — Transact. Brit. Myc. Soc. **13**, 173 (1928)
V. uncinata Berk. et Curt. — Grevillea **3**, 6 (1874)
C. uncinatum (Berk. et Curt.) Duke — Transact. Brit. Myc. Soc. **13**, 181 (1928)
C. vitis Istf. — Mitt. hungar. ampel. Centralanst. **2**, 239 (1902)
C. violae Savul. et Sandu — Hedwigia **73**, 104 (1933)
V. violae-rotundifoliae House — Rep. Stat. Botan. (1919)
C. violae-rotundifoliae (House) Davis — Trans.Wisc. Ac. Sc. Art. Lett. **24**, 296 (1929)
C. violarum Davis — l. c. **21**, 297 (1924)
C. volutella Sacc. et Malbr. —Michelia **2**, 643 (1880) (!)
V. wallrothii Sacc. — Nuovo G. bot. ital. **8**, 199 (1876) (!)
V. xanthosomatis Sacc. — l. c. **23**, 210 (1916)
V. zingiberae Sundar. — Madras Agr. Dep. Year Book 1926, p. 10 (1927)
C. zingiberis (Sund.) Butl. et Bisby — The fungi of India p. 153 (1931)

Als Parasiten auf Rostpilzen wurden ferner beschrieben:

C. pucciniophilum Togashi — Trans. Sapporo Nat. Hist. Soc. **14**, 285 (1936)
C. uredinophilum Huela — Acad. Roum. Bull. Sect. Sci. **22**, 212 (1939)

C. dematium ist ein weit verbreiteter, auf toten Pflanzenstengeln, Blattstielen, dickeren Blättern, Zwiebelschalen, Ranken, Zweigen und faulenden Früchten wachsender Saprophyt (vgl. z. B. sub *Vermicularia dematium*: Wollenweber und Hochapfel, 1949). Die zerstreut oder in konzentrischen Ringen in der Epidermis sich entwickelnden Acervuli sind meist stromatisch verdickt, schwarz und ragen oft etwas pustelförmig hervor. Gewöhnlich sind sie reichlich mit dunklen, steifen, septierten Borsten besetzt; seltener fehlen diese, und dann haben die Konidienlager das Aussehen von kleinen Sklerotien. Sie erreichen eine Größe von 100—600 μ; die größeren besitzen gewöhnlich eine stromatisch verdickte Basalschicht und sind oft der Substratrichtung entsprechend etwas länglich. Die auf dem natürlichen Substrat oft nur spärlich gebildeten, in Reinkultur gewöhnlich massenhaft auftretenden Konidien entstehen an stäbchenförmigen, gedrängt stehenden Trägern. Sie sind spindelig sichelförmig, beidends verjüngt, am Scheitel meist spitzlich, an der Basis in die gestutzte Ansatzstelle verschmälert, hyalin, einzellig und erreichen eine Größe von 18—30 $\times$ 3—4,5 μ (extreme Werte 14—40 $\times$ 2,5—6, Mittelwerte 22—26 $\times$ 4 μ).

C. dematium ist die Typusart der Gattung *Colletotrichum*, da die auf Umbelliferenstengeln gesammelte *C. lineola* Cda. mit ihr identisch ist. Eine zugehörige *Glomerella*-Ascusform ist bisher nicht mit Sicherheit bekannt geworden.

Gewöhnlich ein Saprophyt, verursachen einige Formen von *C. dematium* auf zahlreichen Pflanzen Krankheitserscheinungen und diese parasitischen Formen sollen hier noch kurz besprochen werden:

a) *Colletotrichum dematium f. truncata* (Schw.) v. Arx (comb. nov.)

Synonyme:

V. truncata Schw. — Syn. Amer. Bor. no. 1865 (1832)
C. truncatum (Schw.) Andrus et Moore — Phytopath. **25**, 121 (1935)
C. caulicola Heald et Wolf — Mycologia **3**, 10 (1911)
C. glycines Hori — J. Coll. Agr. Hokkaido Imp. Univ. **9**, 159 (1913)
V. polytricha Cke. — Grevillea **12**, 24 (1883)
C. viciae Dearn. et Overh. — Mycologia **20**, 235 (1928)

Von dieser Form konnten einige Reinkulturen untersucht werden. Sie kann im Sinne von Andrus und Moore (1935) und von Tiffany und Gilman (1954) angenommen werden. Nach den Angaben dieser Autoren parasitiert der Pilz auf Stengeln und Hülsen von *Phaseolus lunatus*, *P. vulgaris*, *Medicago sativa*, *Melilotus alba*, *Trifolium pratense*, *Glycine max*, *Vicia villosa* und *Lotus purshianus*, ferner auf *Trifolium repens*, *Pisum sativum* und wohl noch anderen Leguminosen und zwar in Nordamerika und Ostasien.

Diese Form verursacht auf den genannten Pflanzen Anthraknosen, Verfärbungen und Blattflecke; nach Tiffany (1951) kann sie bestimmte Wirtspflanzen auch symptomlos besiedeln und bildet dann erst auf der absterbenden Pflanze ihre Fruktifikationsorgane.

C. truncatum besitzt dunkle, mit zahlreichen Setae besetzte, seltener kahle Acervuli und zeichnet sich durch 17—30 $\times$ 3—4,5 μ große, spindel-

förmige, meist etwas gebogene, beidends spitzlich verjüngte Konidien aus. Morphologisch würde sie sich von *C. dematium* nur durch die kleineren Acervuli unterscheiden lassen. Diese haben aber auch bei typischen, saprophytischen Formen von *C. dematium* oft dieselbe Größe.

Als Ascusform von *C. glycines* = *C. truncatum* wurde von Lehmann und Wolf (1928) *Glomerella glycines* beschrieben. Diese Art würde sich durch 220—340 μ große, in einem Stroma sitzende Perithecien und durch etwas gebogene, beidends verjüngte und abgerundete, 19—28 × 4—6 μ große Ascosporen auszeichnen. Nach Tiffany und Gilman (1954) soll dieser Ascomycet aber zu *C. destructivum* O'Gara gehören.

b) *Colletotrichum dematium f. spinaciae* (Ellis et Halst.) v. Arx (comb. nov.)

Synonym:
Colletotrichum spinaciae Ellis et Halst. — J. of Mycol. 6, 34 (1890/91)

Diese Form wurde ursprünglich aus Amerika beschrieben und wurde später vor allem in Europa häufig auf Saat von *Spinacia oleracea* gefunden. Nach Doyer (1938) kann sie einen großen Saatausfall verursachen. Blattflecke und Anthraknosen auf Blattstielen wurden von Schultz (1939/40) beschrieben. Nach diesem Autor variiert die Konidiengröße nach Substrat und Herkunft; meist wurden die Konidien 20—28 × 3,5—5,4 μ groß gefunden. In einer aus Blattflecken junger Spinatpflanzen isolierten Form waren sie 21 bis 27 × 3—4,3 μ groß.

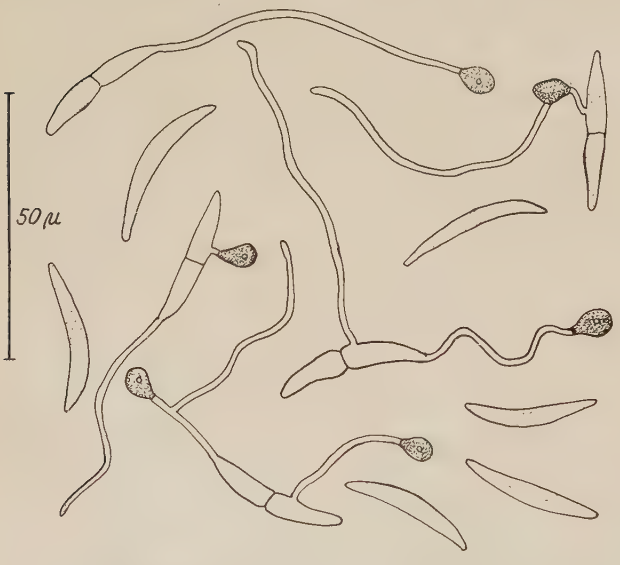

Abb. 10. Keimende Konidien von *Colletotrichum dematium* f. *spinaciae*

Nach den Untersuchungen von Schultz (1939/40) erwiesen sich alle geprüften Spinatrassen als anfällig; ferner ging der Pilz auch auf Runkelrüben (*Beta vulgaris*) und in geringerem Maße auf Kartoffeln über. Ein selbst untersuchter Stamm war auf Spinat spezialisiert und vermochte auf anderen Pflanzen nur schwache Symptome zu verursachen, wenn diese alt und geschwächt waren. Bei infizierten Zuckerrüben, Tomaten und Melden (*Chenopodium* spec.) wurden z. B. auf den älteren, vergilbenden Blättern regelmäßig Acervuli beobachtet.

c) *Colletotrichum dematium f. circinans* (Berk.) v. Arx (comb. nov.)

Synonyme:

Vermicularia circinans Berk. — Gard. Chron. **38**, 595 (1851)
Colletotrichum circinans (Berk.) Vogl. — Ann. R. Acc. Agr. Torino **49**, 175 (1907)

Diese Form parasitiert auf Blättern, Schäften und Schalen von *Allium Cepa*, auf denen die Acervuli oft in konzentrischen Ringen angelegt werden. Nach den Angaben von Wollenweber und Hochapfel (1949) sind die Konidien im Mittel 20—25 × 3—4,5 μ groß bei Schwankungen von 17—28 × 2—5 μ. Der Pilz ist besonders durch die Untersuchungen von Walker (1921, 1923) gut bekannt geworden. Nach neueren Arbeiten sollen die hell gefärbten, vor allem die weißen Zwiebel-Varietäten anfällig und die gefärbten mehr oder weniger resistent sein, was auf eine antibiotische Wirkung bestimmter Stoffe zurückgeführt wird (Literatur z. B. Hatfield, Walker und Owen, 1948; Owen, Walker und Stahmann, 1950).

C. circinans scheint allgemein nur ein schwacher Parasit zu sein, läßt sich von *C. dematium* morphologisch in keiner Weise unterscheiden und ist auch nicht auf *Allium Cepa* spezialisiert.

d) Andere Formen

Als Ursache von Blattflecken auf *Hedera Helix* kommen die unter den Namen *C. trichellum* (Fr.) Duke, *C. hederae* (Pass.) Died. und *C. hedericola* Laub. bekannten Formen in Betracht. Die als Erreger von Blattflecken auf verschiedenen *Viola*-Arten unter den Namen *C. violae-rotundifoliae* (House) Davis und *C. violae* Savul. et Sandu bekannten Formen scheinen sich von der Grundart durch etwas kleinere, nur 16—23 × 3—4 μ große Konidien zu unterscheiden.

Summary

The species concept of the genus *Colletotrichum* Cda.

This paper gives a survey of the fungus genus *Colletotrichum* and a concept of the species, based on morphological characters.

1. The nomenclature of the genera *Colletotrichum, Vermicularia* Fr., *Gloeosporium* Desm. et Mont. and *Glomerella* Spauld. et v. Schr. are discussed. *Colletotrichum* must be conserved against *Vermicularia. Gloeosporium* is a heterogenous genus; the type species has two-celled conidia and belongs to *Marssonina* Magn. Some of the species, described as *Colletotrichum* have an ascigerous stage. They have to be placed in the genus *Glomerella.*

2. In contradiction to former diagnoses, the genus *Colletotrichum* is now based on broader concepts. It may contain species with glabrous and with setose acervuli. Typical for all species is the formation of appres-

sporia, which may develop on a longer or shorter germ tube. A number of synonyms and a description of the genus are given, followed by a key to the species.

3. To indicate the conidial stage of *Glomerella cingulata* (Stonem.) Spauld. et v. Schr., the name *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. is chosen. The list of synonyms of this variable imperfect state contains about 600 names. A description of the fungus is given and the development of acervuli and perithecia is discussed. The variability of the species is as far as known the result of mutations, which occur easily and regularly.

4. *Glomerella cingulata* causes fruit rot, leafspots, necroses and anthracnoses on numerous hostplants. The fungus can also grow in plants without symptoms or it may cause plants to wilt or to wither. It can pass from one plant species to another, which is shown by inoculation experiments.

5. Some forms of *Glomerella cingulata* are more or less specialised, for instance: *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. et Magn.) Bri. et Cav. on beans; *C. orbiculare* (Berk. et Mont.) v. Arx (Syn.: *C. lagenarium* [Pass.] Ellis et Halst.) on cucurbits; *C. musae* (Berk. et Curt.) v. Arx (Syn.: *Gloeosporium musarum* Cke. et Mass.) on bananas; *C. trifolii* Bain et Ess. on leguminous plants.

6. The following species have cylindrical or elliptical conidia such as *C. gloeosporioides: C. lini* (Westerd.) Tochinai, *C. destructivum* O'Gara, *C. fuscum* Laub., *C. fusarioides* (Ellis et Kellerm.) O'Gara, *C. phyllachoroides* (Ellis et Ev.) v. Arx, *C. paludosum* (Ellis et Galw.) v. Arx, *C. atramentarium* (Berk. et Br.) Taubenh. and *C. crassipes* (Speg.) v. Arx. The last mentioned species has large conidia and sinuate appressoria.

7. *C. graminicola* (Ces.) Wils. (Syn.: *C. falcatum* Went) and *C. dematium* (Pers. ex Fr.) Grove have falcate or lunate conidia. The former one has an ascigerous state, described, as *Glomerella tucumanensis* (Speg.) v. Arx et E. Muell. It occurs on graminicolous plants. *C. dematium* is generally a saprophyte on numerous plants; about 80 synonyms are enumerated. Some formae are known as parasites on spinach, onions, leguminous and other plants.

Literaturverzeichnis

Abbott, E. V., 1938: Red rot of Sugarcane. U. S. Dept. Agr., Techn. Bull. no. 641.

Allescher, A., 1903: Die Pilze in Rabenhorsts Kryptogamenfl. Deutschl. 6.

Andes, J. O., 1941: Experiments on the inheritance of the „plus" and „minus" characters in *Glomerella cingulata*. Bull. Torr. Bot. Club **68**, 609—614.

Andrus, C. F., und W. D. Moore, 1935: *Colletotrichum truncatum* (Schw.) n. comb. on Garden and Lima Beans. Phytopathology **25**, 121—125.

Archer, W. A., 1926: Morphologic characters of some *Sphaeropsideae* in culture. Ann. Mycol. **24**, 1—84.

Arx, J. A. von, 1949: Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Mycosphaerella*. Sydowia **3**, 28—100.

— —, 1950: Über die Ascusform von *Cladosporium herbarum*. l. c. **4**, 320—324.

— —, 1957: Revision der zu *Gloeosporium* gestellten Pilze (im Druck).

— —, und E. Müller, 1954: Die amerosporen Gattungen der Pyrenomyceten. Beitr. Kryptogamenfl. Schweiz **11**, 1, 1—434.

Baker, R. E. D., 1938: Studies in the pathogenicity of tropical fungi II. The occurence of latent infections in tropical fruits. Ann. Bot., n. s., **2**, 919—931.

— —, und C. W. Wardlaw, 1937: Studies in the pathogenicity of tropical fungi I. On the types of infection encountered in the storage of certain fruits. l. c. **1**, 59—65.

Barrus, M. F., 1918: Varietal susceptibility of beans to strains of *Colletotrichum lindemuthianum*. Phytopathology **8**, 589—614.

— —, 1921: Bean anthracnose. Cornell Univ. Agr. Exp. Sta. Bull. 42.

Berlese, A. N., 1892: Icones fungorum **1**, 93.

Bewley, W. F., 1922: Report of the Mycologist. Cheshunt Exp. Sta., Ann. Rep. **7**, 33—41 (for 1921).

— —, 1922: Anthracnose of Cucumber under glass. J. Min. Agr. London **29**, 469—472 und 558—562.

— —, und J. Shearn, 1924: A root disease of the tomato caused by *Colletotrichum tabificum*. Ann. Appl. Biol. **11**, 244—251.

Böhni, E., 1949: Untersuchungen über die Bitterfäule an Kirschen. Phytopath. Z. **15**, 333—375.

Böning, K., und F. Wallner, 1936: Fußkrankheit und andere Schädigungen an Mais durch *Colletotrichum graminicolum*. l. c. **9**, 99—110.

Bruehl, G. W., und J. G. Dickson, 1950: Anthracnose of cereals and grasses. U. S. Dept. Agr., Techn. Bull. no. 1005.

Burger, O. F., 1921: Variations in *Colletotrichum gloeosporioides*. J. agr. Res. **20**, 723—736.

Carpenter, J. B., und J. A. Stevenson, 1954: A secondary leaf spot of the *Hevea* rubbertree caused by *Glomerella cingulata*. Plant. Dis. Rep. **38**, 494—499.

Carvajal, F., und C. W. Edgerton, 1944: The perfect stage of *Colletotrichum falcatum*. Phytopathology **34**, 206—213.

Chaudhuri, H., 1924: A description of *Colletotrichum biologicum* and observations on the occurence of saltation in the species. Ann. Bot. **38**, 734—744.

Chilton, S. J. P., 1943: Variations in sporulation of different isolates of *Colletotrichum destructivum*. Mycologia **35**, 13—20.

— —, G. B. Lucas und C. W. Edgerton, 1945: Genetics of *Glomerella*. III. Crosses with a conidial strain. Americ. J. Bot. **32**, 549—554.

— —, und H. E. Wheeler, 1949: Genetics of *Glomerella*. VI. Linkage. l. c. **36**, 270—273 und 717.

Chowdhury, S. C., 1936: A disease of *Zea Mays* caused by *Colletotrichum graminicolum*. Indian J. agr. Sci. **6**, 833—843.

Ciccarone, A., 1950: Consideracione biologiche e sistematiche ... Boll. Staz. Pat. veg. Roma **5**, 143—165 (1947).

Clausen, R. E., 1912: A new fungus concerned in wither tip of varieties of *Citrus medica*. Phytopathology **2**, 217—234.

Clinton, G. P., 1902: Apple rots in Illinois. Bull. Illin. Agr. Exp. Sta. **69**, 111 und 193—211.

Cobb, N. A., 1903: Letters on the diseases of plants: Ripe rot. Agr. Gaz. New South Wales 14, 627—652.

Corda, A. C. J., 1837: Pilze, in Sturm: Deutschlands Flora 3, 41—42, Pl. 21.

Dastur, J. F., 1920: *Glomerella cingulata* and its conidial forms. Ann. Appl. Biol. 6, 245—268.

Davis, W. H., 1931: Anthracnose, Alternariose and Botrytis in Snowberry. Mycologia 23, 159—190.

Défago, G., und R. Gasser, 1943: La dartrose de la pomme de terre. Ber. Schweiz. bot. Ges. 53 A, 480—499.

Desmazières, J. B. H. J., und J. C. F. Montagne, 1849: Ann. Sc. Nat., sér. 3, 11, 295.

Dey, P. K., 1919: Studies in the physiology of parasitism V. Infection by *Colletotrichum lindemuthianum*. Ann. Bot. 33, 305—312.

Dickson, B. T., 1923: Saltation in the organism causing Black Dot disease of potato in Canada. Trans. R. Soc. Canada, sér. 3, 27, 123—127.

— —, 1925: *Colletotrichum* v. *Vermicularia*. Mycologia 17, 213—217.

— —, 1926: The „Black Dot" disease of potato. Phytopathology 16, 23—40.

Diedicke, H., 1915: Pilze 7, in Kryptogamenfl. M. Brandenbg. (Bornträger, Leipzig).

Doyer, L. C., 1938: Leitfaden zur Untersuchung des Saatgutes auf seinen Gesundheitszustand (Veenman, Wageningen).

Duke, M. M., 1938: The genera *Vermicularia* Fr. und *Colletotrichum* Cda. Transact. Brit. Myc. Soc. 13, 156—184.

Edgerton, C. W., 1908: The physiology and development of some anthracnoses. Bot. Gaz. 45, 367—406.

— —, 1911: Diseases of the fig tree and fruit. Agr. Exp. Sta. Louisiana, Bull. 126.

— —, 1914: Plus and minus strains in the Genus *Glomerella*. Amer. J. Bot. 1, 244—254.

— —, 1915: Effect of temperature on *Glomerella*. Phytopathology 5, 247—259.

— —, und F. Carvajal, 1944: Host-parasite relations in red rot of sugar cane. l. c. 34, 827—837.

— —, S, J. P. Chilton und G. B. Lucas, 1945: Genetics of *Glomerella* II. Fertilisation between strains. Amer. J. Bot. 32, 115—118.

Eriksson, J., 1915: Die Einbürgerung neuer zerstörender Gurkenkrankheiten in Schweden. Cbl. Bakt., 2. Abt., 44, 116—125 (1916).

Frandsen, N. O., 1953: Zur physiologischen Spezialisierung von *Colletotrichum lindemuthianum*. Z. Pflanzenkrkht. 60, 113—125.

Fries, E., 1825: Summa orbis vegetabilis, pars 1, 374 pp. (p. 111).

— —, 1849: Summa veget. scandin., sect. post., p. 259—572.

Fuckel, F., 1869: Symbolae mycologicae. J. Nassau Ver. Naturk. 23/24.

Gardener, M. W., 1918: Anthracnose of Cucurbits. U. S. Dept. Agr., Bull. 727.

Goto, K., 1938: Anthracnose of *Digitalis* caused by *Colletotrichum fuscum*. Ann. phytopath. Soc. Japan 8, 1—8.

Halsted, B. D., 1893: Identity of anthracnose of the bean and watermelon. Bull. Torr. bot. Club 20, 246—250.

— —, 1893: Laboratory studies of fruit decays. Ann. Rep., New Jersey Agr. Exp. Sta., 1892, 326—333.

Hammarlund, C., 1945: Beiträge zur Revision einiger imperfecten Mehltau-Arten. *Erysiphe polyphaga* nov. sp. Bot. Notiser p. 101—108.

Hasselbring, H., 1906: The appressoria of the anthracnoses. Bot. Gaz. 42, 135—142.

HATFIELD, W. R., J. C. WALKER und J. H. OWEN, 1948: Antibiotic substances in Onion in relation to disease resistance. J. agr. Res. 77, 115—135.

HEMMI, T., 1920: Beiträge zur Kenntnis der japanischen Gloeosporien. J. Coll. Agr. Hokkaido Imp. Univ., Sappora 9, 1, 1—159.

— —, 1921: Nachträge zur Kenntnis der Gloeosporien. l. c. 9, 305—436.

HÖHNEL, F. VON, 1910: Fragmente zur Mykologie. Sitzber. K. Ak. Wiss. Wien, math.-nat. Kl., 1. Abt., 119, 617—679.

— —, 1916: Fragmente zur Mykologie. l. c. 125, 27—112.

— —, 1920: Mykologische Fragmente. Ann. Mycol. 18, 71—97.

HÜTTIG, W., 1935: Die Sexualität bei *Glomerella lycopersici* und ihre Vererbung. Biol. Zbl. 55, 74—83.

KENDRICK, J. B., und J. C. WALKER, 1948: Anthracnose of Tomato. Phytopathology 38, 247—260.

KOORDERS, S. H., 1907: Botanische Untersuchungen auf Java. Verh. K. Akad. Wetensch. Amsterdam, sect. 2, 8, 4, 1—264.

KRÜGER, F., 1913: Beiträge zur Kenntnis einiger Gloeosporien. Arb. K. biol. Anst. Land- u. Forstw. 9, 233—323.

LEACH, J. G., 1923: The parasitism of *Colletotrichum lindemuthianum*. Techn. Bull., Univ. Minnesota Agr. Exp. Sta. 14.

LE BEAU, F. J., 1950: Pathogenicity studies with *Colletotrichum* from different hosts on Sorghum and Sugar cane. Phytopathology 40, 430—439.

LEHMANN, S. G., und F. A. WOLF, 1926: Soybean anthracnose. J. agr. Res. 33, 381—391.

LING, LEE, 1940: Seedling stem blight of Soybean caused by *Glomerella glycines*. Phytopathology 30, 345—347.

LUCAS, G. B., 1946: Genetics of *Glomerella* IV. Nuclear phenomena in the ascus. Amer. J. Bot. 33, 802—806.

— —, S. J. P. CHILTON und C. W. EDGERTON, 1944: Genetics of *Glomerella* I. Studies on the behavior of certain strains. Amer. J. Bot. 31, 233—239.

MACNEILL, B. H., 1955: *Colletotrichum* root rot of greenhouse tomatoes. Plant Dis. Rep. 39, 45—46.

MAGNUS, P., 1906: Notwendige Umänderung des Namens der Pilzgattung *Marssonia* Fisch. Hedwigia 45, 88—91.

MCGAHEN, J. W., und H. E. WHEELER, 1951: Genetics of *Glomerella* IX. Perithecial development and plasmogamy. Amer. J. Bot. 38, 609—617.

MESSIAEN, C. M., 1955: Sur quelques Anthracnoses des plantes cultivées. Ann. des Épiphyties, sér. c, 6, 285—299.

MIX, A. J., 1925: Anthracnose of European Privet. Phytopathology 15, 261—272.

— —, 1930: Further studies of Privet anthracnose. l. c. 20, 257—261.

MOOI, J. C., 1955: Knolaantasting bij enige aardappelrassen door *Colletotrichum atramentarium* (Berk. et Br.) Taub. T. Plantenz. 61, 22—23.

MÜLLER, E., 1950: Die schweizerischen Arten der Gattung *Leptosphaeria* und ihrer Verwandten. Sydowia 4, 185—319.

— —, 1951: Die schweizerischen Arten der Gattungen *Clathrospora, Pleospora, Pseudoplea* und *Pyrenophora*. l. c. 5, 248—310.

MULLER, H. R. A., 1927: Onderzoekingen over *Colletotrichum lindemuthianum* etc. Meded. Landbouwhogeschool Wageningen 30, 1—93.

MUNDKUR, B. B., 1949: Fungi and Plant Disease (MacMillan, London).

MUSKETT, A. E., und J. COLHOUN, 1947: The diseases of the flax plant (Baird, Belfast).

Nattrass, R. M., 1928: The *Physalospora* disease of the Basket willow. Transact. Brit. Myc. Soc. 13, 286—304.

Olive, L. S., 1951: Homothallism and Heterothallism in *Glomerella.* Transact. N. York Ac. Sci. 13, 238—242.

Orton, W. A., und F. C. Meier, 1922: Diseases of Watermelons. U. S. Dept. Agr., Farmer's Bull. no. 1277.

Owen, J. H., J. C. Walker und M. A. Stahmann, 1950: Pungency, color and moisture supply in relation to disease resistance in the Onion. Phytopathology 40, 292—297.

Pantidou, M. E., und W. T. Schroeder, 1955: Foliage as a source of secondary inoculum for tomato anthracnoses. l. c. 45, 338—345.

— —, und — —, 1956: The foliage susceptibility of some species of *Cucurbitaceae* to Tomato anthracnose inciting fungi. Plant Dis. Rep. 40, 432—436.

Petrak, F., 1929: Mykologische Notizen X. Ann. Mycol. 27, 324—410.

Potebnia, A., 1910: Beiträge zur Mikromycetenflora Rußlands. l. c. 8, 42—93.

Ramakrishnan, T. S., 1947: Studies on the genus *Colletotrichum.* Proc. Indian Ac. Sci. B., 25, 15—27.

Ramsey, G. B., M. A. Smith und B. C. Heiberg, 1951: Anthracnoses of peaches. Phytopathology 41, 446—455.

Ray, C., 1945: Anthracnose resistance in flax. l. c. 35, 688—694.

Rodigin, M., 1936: Über *Gloeosporium lagenarium* (Pass.) Sacc. et Roum. Acta Inst. bot. Ac. Sci. USSR., 2, Crypt.

Rolfs, P. H., 1904: Wither-tip and other diseases of Citrus trees and fruits. U. S. Dept. Agr., Bur. of Plant Ind., Bull. 52, 1—20.

Saccardo, P. A., 1884: Sylloge fungorum 3.

Saponaro, A., 1954: Presenza di *Gloeosporium olivarum* Alm. sugli organi vegetativi dell' olivo. Boll. Staz. Pat. veget. III, 11 (1953).

Schaffnit, E., und K. Böning, 1925: Die Brennfleckenkrankheit der Bohnen. 184 pp. (Fischer, Jena).

Schmiedeknecht, M., 1956: Untersuchung des Parasitismus von *Colletotrichum atramentarium* (B. et Br.) Taub. an Kartoffelstauden. Phytopath. Z. 26, 1—30.

Schrenck, H. von, und P. Spaulding, 1903: The bitter rot of apples. U. S. Dept. Agr., Bur. of Plant Industry, Bull. 44, 1—54.

Schultz, H., 1939/40: Blattschäden an Spinat durch *Colletotrichum spinaciae* Ellis et Halst. Zbl. Bakt. II, 101, 225—232.

Shear, C. L., und A. K. Wood, 1913: Studies of fungous parasites belonging to the genus *Glomerella.* U. S. Dept. Agr., Bur. of Plant Industry, Bull. 252, 1—110.

Small, W., 1926: On the occurences of a species of *Colletotrichum.* Transact. Brit. Myc. Soc. 11, 112—137.

Snyder, W. C., und H. N. Hansen, 1940: The species concept in *Fusarium.* Amer. J. Bot. 27, 64—67.

— —, und — —, 1941: The species concept in *Fusarium* with reference to section *Martiella.* l. c. 28, 738—742.

— —, und — —, 1945: The species concept in *Fusarium* with reference to *discolor* and other sections. l. c. 32, 657—666.

Southworth, E. A., 1891: Ripe rot of grapes and apples. J. of Mycol. 6, 164—173.

Spilsbury, J. F., 1953: Some fungus diseases of *Digitalis lanata.* Transact. Brit. Myc. Soc. 36, 335—346.

STEVENS, F. L., 1931: The ascigerous stage of *Colletotrichum lagenarium*. Mycologia **23**, 134—139.

STONEMAN, B., 1898: A comparative study of the development of some anthracnoses. Bot. Gaz. **26**, 69—120.

STRUBLE, F. B., und G. W. KEITT, 1950: Variability and inheritance in *Glomerella cingulata* from apple. Amer. J. Bot. **37**, 563—576.

SWANK, G., 1953: The perfect stage of *Colletotrichum phomoides* on Tomato. Phytopathology **43**, 285—287.

SYDOW, H., und F. PETRAK, 1929: Fungi costaricensis I. Ann. Mycol. **27**, 1—86.

TAUBENHAUS, J. J., 1911: A study of some Gloeosporiums and their relation to a sweet pea disease. Phytopathology **1**, 196—202.

— —, 1912: A further study of some Gloeosporiums and their relation to a sweet pea disease. l. c. **2**, 153—160.

THOMAS, C. A., 1951: Anthracnose of *Digitalis*. l. c. **41**, 997—1000.

TIFFANY, L. H., 1951: Delayed sporulation of *Colletotrichum* from Soybean. l. c. **41**, 975—985.

— —, und J. C. GILMAN, 1954: Species of *Colletotrichum* from Legumes. Mycologia **46**, 52—75.

TOCHINAI, Y., 1926: Comparative studies on the physiology of *Fusarium lini* and *Colletotrichum lini*. J. Coll. Agr. Hokkaido Imp. Univ. **14**, 4, 171—236.

TODE, H. J., 1790: Fungi Mecklenburgensis Selecti **1**.

TUNSTALL, A. C., 1935: A new species of *Glomerella* on *Camellia theae*. Transact. Brit. Myc. Soc. **19**, 331—336.

WALKER, J. C., 1921: Onion smudge. J. agr. Res. **20**, 685—721.

— —, 1923: Disease resistance to Onion smudge. l. c. **24**, 1019—1040.

WARDLAW, C. W., 1935: Diseases of the Banana (MacMillan, London), 615 pp.

WATANABE, T., und M. TAMURA, 1952: Studies on the perfect stage of the causal fungus of the anthracnose of Cucumber. Ann. Phytopath. Soc. Japan **16**, 137—140.

WEHMEYER, L. E., 1933: The genus *Diaporthe* and its segregates. Univ. Michig. Stud. **9**, 1—349.

WEIMER, J. L., 1943: Anthracnose of Lupines. Phytopathology **33**, 249—252.

— —, 1946: Lespedeza anthracnose. l. c. **36**, 524—533.

— —, und J. C. DUNEGAN, 1949: Identity of Anthracnose of Lupine and Peach, caused by *Glomerella cingulata*. Plant Dis. Rep. **33**, 416—417.

WENZL, H., 1950: Untersuchungen über die *Colletotrichum*-Welkekrankheit der Kartoffel I. Pflanzenschutz Ber. Wien **5**, 305—344.

— —, 1955: Kälteschäden und Schwarzpunkt-Fleckenkrankheit (*Colletotrichum atramentarium*) der Kartoffelknollen. l. c. **14**, 1—22.

WHEELER, H. E., 1950: Genetics of *Glomerella* VIII. A genetic basis for the occurence of minus mutants. Amer. J. Bot. **37**, 304—312.

— —, 1954: Genetics and evolution of heterothallism in *Glomerella*. Phytopathology **44**, 342—345.

— —, und C. H. DRIVER, 1953: Genetics and cytology of a mutant, dwarf-spored *Glomerella*. Amer. J. Bot. **40**, 694—702.

— —, und J. W. MCGAHEN, 1952: Genetics of *Glomerella* X. Genes affecting sexual reproduction. l. c. **39**, 110—119.

— —, L. S. OLIVE, C. T. ERNEST und C. W. EDGERTON, 1948: Genetics of *Glomerella* V. Crozier and ascus development. l. c. **35**, 722—728.

Wilson, G. W., 1914: The identity of the anthracnose of grasses. Phytopathology 4, 106—112.

Wiltshire, S. P., 1925: The wither-tip disease of limes. Roy. Bot. Gard. Kew, Bull. 1925, 401—403.

Wollenweber, H. W., 1917: *Fusaria autographice delineata.* Ann. Mycol. 15, 1—56.

— —, 1929: Über Fruchtformen der krebserregenden Nectriaceen. Z. f. Parasitenkde. 1, 138—173.

— —, und H. Hochapfel, 1949: Beiträge zur Kenntnis parasitärer und saprophytischer Pilze VI. l. c. 14, 181—268.

— —, und O. A. Reinking, 1935: Die Fusarien (P. Parey, Berlin), 355 pp.

Zobrist, L., R. Conrad und H. Zogg, 1944: Untersuchungen über die *Gloeosporium*-Fruchtfäule an Kirschen. Schweiz. Z. Obst-, Wein- und Gartenbau 8/9, 145—151 und 161—169.